(Aus dem Institut für Bodenforschung der Hochschule für Bodenkultur, Wien, Vorstand: o. Prof. Dr. H. Franz)

Die mikrobiologische Charakterisierung von Bodentypen

Von W. LOUB

(Mit 9 Abbildungen)

I.

Im Mittelpunkt der vorliegenden Untersuchungen steht die Frage: „Gibt es eine Mikroflora, die für bestimmte Bodentypen durch ihren Artbestand, ihre Massenentwicklung und ihre Aktivität kennzeichnend ist?“ Dieses Thema wurde innerhalb der letzten Jahrzehnte schon vielfach zum Ausgangspunkt mehr oder weniger umfangreicher Forschungsarbeiten gemacht. Es sollen hier nur einige Autoren genannt werden, deren Beobachtungen die Lösung der Frage einer bodentypenspezifischen Mikroflora vorangetrieben haben, ohne daß diese Reihe Anspruch auf Vollständigkeit erheben soll. Es sind ARISTOVSKAYA (1957), CRAWFORD (1956), DREVES (1928), DUCKER u. LEENAN (1957), DÜGGELI (1925, 1928), JOHANN (1932), KATZNELSON (1957), FEHER (1933), KOSTIUK (1930), KOX (1954), KRASSILNIKOW (1957), KREHL u. NIEFFER (1950), MIRCHINK (1957), NIETHAMMER (1937—1942), ORDIN (1956), STARČ (1942), SAMZJEWITSCH (1955), SZILVINYI (1934), VERONA (1934), MICHOUSTIN (1957), WAKSMAN (1916—1950). Mit dem oben genannten Problemkomplex ist natürlich eine methodische Frage verbunden, welche auch den Titel der vorliegenden Abhandlung bildet. „Wie können Böden oder Bodentypen mikrobiologisch charakterisiert werden?“

Die Gesichtspunkte, Methoden und Wege zur Erreichung dieses Zieles sind sehr verschieden. Die wichtigsten sollen hier kurz umrissen werden.

1. Mikrobiologische Charakterisierung von Böden durch die Bestimmung der Keimzahl.

Dieser älteste Weg wurde schon am Ende des vorigen Jahrhunderts bei den ersten Versuchen eines mikrobiologischen Vergleichs verschiedener Böden beschritten. Die Vor- und Nachteile der einzelnen Methoden sollen im Kapitel Methodik gezeigt werden. Zusammenfassend läßt sich aber sagen, daß die Resultate, bzw. die Höhe der Zahlen, von der angewandten Methode abhängig, und nur die nach der gleichen Methode gewonnenen Ergebnisse untereinander vergleichbar sind.

2. Charakterisierung von Böden durch das Vorkommen bestimmter Mikroorganismen oder Organismengruppen.

Zur Erreichung des Zieles kann so vorgegangen werden, daß man die Erfassung von Mikroorganismengemeinschaften bzw. -gesellschaften versucht, oder sich damit begnügt, die Verteilung einzelner „Leitformen“ auf verschiedenen Bodentypen zu untersuchen. In beiden Fällen kann die mikrobiologische Kenn-

zeichnung der Böden durch die Betrachtung der Leistungen der einzelnen Arten und des Grades ihrer Aktivität ergänzt werden. Die quantitative Ermittlung der „physiologischen Gruppen" dient dem gleichen Zweck.

3. Charakterisierung der Böden durch die Feststellung mikrobiologischer Unterschiede parallel zur Gliederung des Bodenprofils.

In älteren bodenmikrobiologischen Arbeiten wurden in der Regel nur die Humushorizonte oder die obersten Schichten der Böden berücksichtigt. Eine Untersuchung des ganzen Profils liefert aber ein ganz anderes Bild, welches für den Bodentyp weit spezifischer ist. Nur bei dieser Betrachtungsweise kann, wie in den letzten Jahren ARISTOWSKAYA am Beispiel des Podsols zeigte, die biologische Steuerung oder Beeinflussung der Bodendynamik erkannt werden.

4. Mikrobiologische Kennzeichnung der Böden durch Feststellung der periodischen Änderungen des Bodenlebens im Jahresablauf.

Einzelproben können zwar schon viel über die Mikrobiologie eines Bodens oder Standorts aussagen, sie werden aber zur Erfassung aller Eigenheiten des Bodenlebens nicht ausreichen. Sowohl die Artenzusammensetzung als auch die Populationsdichte der Bodenmikroflora ändert sich nämlich, den ökologischen Bedingungen entsprechend, innerhalb eines Jahres periodisch. Obwohl diese Tatsache schon von WAKSMAN (1916), FEHER (1933) und HOPF (1950) bestätigt wurde, haben erst in den letzten Jahren SAMZJEWITSCH, KATZNELSON, JERSCHOW u. a. die Spezifität dieser Erscheinung für bestimmte Bodentypen oder Bodentypengruppen festgestellt. Die eigenen Beobachtungen schließen sich hier an.

Die angeführten Gesichtspunkte wurden alle in gleicher Weise in der vorliegenden Arbeit berücksichtigt, um zu einer möglichst vollständigen Charakterisierung der Böden zu kommen.

Ergänzend muß hier noch bemerkt werden, daß an den ausgewählten Standorten die Entnahme der Bodenproben aus allen Tiefen oder Horizonten des Profils, und zwar in möglichst regelmäßigen Intervallen (monatlich), das ganze Jahr hindurch erfolgte. Bei der Auswahl der Standorte ging es darum, daß von einem Bodentyp immer mehrere Standorte untersucht wurden, die örtlich, geologisch, klimatisch und vegetationsmäßig Unterschiede zeigten. Die mikrobiologische Bearbeitung umfaßte die Feststellung der Keimzahlen, der jeweiligen Stärke der verschiedenen physiologischen Gruppen, der Artenzusammensetzung der Mikroflora und die Fähigkeiten der Einzelarten. Wie und wie weit die Beobachtungen durchgeführt wurden, wird bei der Darstellung der Ergebnisse genauer gezeigt.

II. Methodik

Auf eine genauere Beschreibung der Methoden, sowohl der mikrobiologischen als auch der bodenkundlichen, muß hier aus platzmäßigen Gründen verzichtet werden. Die Aufzählung der angewandten Methoden wird also nur durch knappe Hinweise ergänzt.

a) Bodenuntersuchung

Eine Reihe von Untersuchungen war zur Unterstützung der Profilbeschreibungen notwendig. Ihre Resultate sind im Anschluß an die Standortscharakterisierung wiedergegeben, und zwar in jener Reihenfolge, in der nun die Methoden genannt werden.

1. Korngrößenbestimmung oder Schlämmanalyse.

Die Aufbereitung der Proben geschah mit Natriumpyrophosphat, die Weiterverarbeitung nach dem Pipettenverfahren nach KÖHN.

2. pH-Messung.
Die angegebenen pH-Werte wurden in KCl mit Glaselektrode gemessen. (Boden : KCl = 1 : 2,5)
3. Kalk- oder Karbonatbestimmung.

In den meisten Fällen genügt eine Feststellung mit der SCHEIBLERapparatur (volumetrische Messung des freigelegten CO_2). Die Bestimmung hoher Kalkgehalte erfolgt gravimetrisch.

4. Humusbestimmung oder Bestimmung der organischen Substanz.
Für Humusgehalte bis 7% reicht die Genauigkeit der Methode nach WALKLEY-ARMSTRONG-BLACK aus (nasse Verbrennung und Rücktitration der unverbrauchten Chromsäure mit MOHRschem Salz). Bei höheren Humusanteilen wurde der Gehalt an organischem C mit der DENNSTEDTapparatur elementaranalytisch ermittelt.
5. Bestimmung der Kationensorptionskapazität bzw. Umtauschkapazität. T-Wert oder UK-Wert.
Hier hat sich bei den vorliegenden Untersuchungen die Schnellmethode nach ULRICH (1954) am besten bewährt. Ausgetauscht wird mit Ammonsalz im alkalischen Bereich. Die angegebenen Werte sind mval a 100 gr Boden.
6. Bestimmung des S-Wertes.
Die Methode nach KAPPEN 192. reichte in vielen Fällen aus. Ausgetauscht wurde mit n/10 HCl. Die wiedergegebenen Werte sind mval a 100 gr Boden.
7. Die Berechnung des Basensättigungsgrades oder V-Wertes erfolgt nach der Formel $S \cdot \frac{100}{T} = V\%$ T = UK.

b) Mikrobiologische Methoden

Die folgenden mikrobiologischen Untersuchungen wurden an jeder entnommenen Bodenprobe durchgeführt.

1. Bestimmung der Keimzahl (Aerobe Bakterien + Actinomyceten, Pilze, Anaerobionten). 2. Qualitative und quantitative Erfassung der wichtigsten physiologischen Gruppen. 3. „Qualitative Analyse" der Mikroflora und weitere Prüfung der Leistungen der Einzelorganismen. Genauere Angaben über Arbeitsweisen und Nährbodenrezepturen können aus den Hand- oder Methodenbüchern folgender Autoren entnommen werden: LÖHNIS (1920), KRAUS und UHLENBUSCH (1924), JANKE (1928) sowie POCHON (1954).

1. Bestimmung der Keimzahlen

Zu diesem Zweck wurden äquivalente Mengen der Bodenprobe in sterilem Wasser durch Schütteln suspendiert und in verschiedenen Verdünnungen auf Agarplatten gebracht bzw. mit dem Agar vermischt. Der Grund für die Bevorzugung der Plattenmethode gegenüber diversen Verfahren der direkten Zählung war die gute Reproduzierbarkeit und die Möglichkeit, verschiedene Organismen direkt zu unterscheiden und für evtl. Weiterkultivierungen abzuimpfen. Aus dem gleichen Grunde wurden auch die Methoden nach CHOLODNY, ZIEMIČKA, CHESTER u. a. nicht weiter verwendet. Die Kurvenbilder im Kapitel IV. geben Durchschnittswerte der Zählungen auf Erdextraktagar nach WILTGEN u. BONNIER (1952) wieder. Versuche mit Zusätzen (Fluorochrome, Antibiotica, u. a.) zu diesem Agar — sie sollten die Bakterien hemmen und ein konkurrenzloses Gedeihen der Pilze ermöglichen — wurden in vielen Serien gemacht, ihre Resultate bleiben aber hier unberücksichtigt. Die Zusätze hemmten nämlich auch verschiedene Pilzformen. Die Anaerobionten wurden in Burryröhrchen gezüchtet.

2. Erfassung der physiologischen Gruppen

1. Zellulosezersetzer aerob und anaerob.

Vier Methoden wurden in mehreren Serien geprüft.

a) Einbettung eines Zellulose(Papier)filters in glukosearmem oder glukosefreiem Agar; b) Mischung von Agarnährboden oder Silicogel mit Zellulosebrei; c) Standardmethode nach POCHON (Zellulose in Nährlösung suspendiert); d) modifizierte Methode nach ITERSON.

Die letzte Methode war im vorliegenden Fall die brauchbarste. Die dazu nötige kleine Apparatur ist in einer Skizze, Abb. A_1, wiedergegeben. Das Auszählen der Zersetzungsstellen auf dem Zellulosefilter (s. Abb.) wurde durch Anwendung der Reaktion mit Chlorzinkjod erleichtert. Außerdem war in vielen Fällen durch diese Methode eine erste Isolierung bestimmter Organismen möglich.

2. Denitrifikanten.

Zur Zucht fanden die gleichen Gefäße Verwendung wie für die Kultivierung der anaeroben Zellulosezersetzer. Die Nährlösung entsprach den Vorschriften nach ITERSON (1904). Neben der laufenden bakteriologischen wurde auch eine chemische Überprüfung der Denitrifikation durchgeführt. Die Methode nach BEIJERINK (Bakt. Zbl. II, 1. 58) fand in einigen Serien versuchsweise Verwendung.

3. Nitrifikanten.

Die Zucht entsprach den Anweisungen von LŐHNIS (1920). Allerdings wurde diese Gruppe nur orientierend behandelt, da die Untersuchungen nicht an allen Standorten das ganze Jahr durchgezogen wurden.

4. Nichtsymbiontische Stickstoffbinder.

Die Vorschriften für Flüssigkeitskulturen sind bei LŐHNIS, die für Silicogel bei POCHON (1954) wiedergegeben. Die erste Methode hat sich besser bewährt. Als C-Quelle wurde für Azotobacter Mannit und für Clostridien Glukose verwendet.

5. Pektinzersetzer.

Die Methode entsprach dem Verfahren von WIERINGA (1955). Die Auszählung der Kolonien auf den Pektin-Agarplatten wurde meist durch Bildung von Pilzschleiern erschwert, es soll daher im Kapitel V. auf die genaue Wiedergabe quantitativer Resultate verzichtet werden.

3. „Qualitative Analyse" der Mikroflora

Der enge Rahmen läßt auch hier eine Schilderung des Bestimmungsvorganges der einzelnen Mikroorganismen nicht zu. Dieses Verfahren ist jedoch in allen Methodenbüchern der Mikrobiologie mit ausreichender Genauigkeit wiedergegeben. Die Grundlage der verwendeten Nomenklatur bildeten die Handbücher bzw. Bestimmungsbücher von GILMAN (1957), RAPER-TOM (1948), ZYCHA (1937), WOLLENWEBER (1935) und BERGEY (1957 u. 1950). Für einzelne Arten wurden zur Bestimmung auch Monographien (LINNEMANN) und Einzelpublikationen neueren Datums herangezogen. Die Zucht der Mikroorganismen für diesen Zweck wurde auf den Nährböden und nach den Methoden durchgeführt, die in den genannten Werken angegeben sind.

III. Standorts- und Profilbeschreibungen

Hier sollen vor allem jene Standorte zusammengefaßt werden, von denen vollständig untersuchte Jahreszyklen vorliegen. Die knappe Beschreibung der Standorte und Bodentypen erfolgt entsprechend der Zusammenfassung der Entnahme-

stellen zu Untersuchungsgebieten. Allerdings können auch hier nicht alle Profilbeschreibungen wiedergegeben werden, sondern nur für jeden Bodentyp einzelne charakteristische Beispiele. Für eine ganze Anzahl von Standorten muß es aus Raummangel bei einer später folgenden Aufzählung ohne Beschreibung bleiben. Die folgenden Untersuchungsgebiete sind von besonderer Bedeutung.

Untersuchungsgebiet Dürrwien

Die Standorte liegen nördlich von Dürrwien in der Flyschzone des Wienerwaldes. Die Profile II, I, VII, VIII und IX sind Podsole auf Greifensteiner Sandstein unter Föhrenbeständen (*P. silvestris*) an einem Westhang. Der gegenüberliegende flachere Hang wird von einem Buchen-Tannen-Mischwald über verschieden stark ausgebildetem Pseudogley auf Mergel bedeckt. Der Talgrund wird von einer kleinen Wiesenfläche auf Gleyboden ausgefüllt.

Profil Dürrwien II, sekundärer Podsol aus einem Sol lessivè.
Südwesthang unter einem *Pinus silvestris*-Bestand zweiter Generation.

Profil:

Aoo+Ao 1,5—0 cm Föhrennadelförna und Ericaceenblattreste

A_{11} 0—9 cm stark humoser, schwach lehmiger Sand, Humusform Moder, intensiv durchwurzelt.
Farbe: trocken 10 YR 5/3, feucht 10 YR 2/2.

A_{12} 9—14 cm humoser, schwach lehmiger Sand, Humusform mullartiger Moder, granuläre bis Einelkornstruktur, stark durchwurzelt.
Farbe: trocken 10 YR 5/1, feucht 10 YR 3/1.

A_{2e} 14—40 cm schwach lehmiger Sand mit wolkigen Einwaschungen von Humus, Einzelkornstruktur, schwächer durchwurzelt als der A_1.

B_s 40—50 cm schwach lehmiger Sand, granuläre bis Einzelkornstruktur.
Farbe: trocken 10 YR 6/6, feucht 10 YR 5/8.

C 55 cm und tiefer, Greifensteiner Sandstein.

Analysenresultate:

Tiefe	Korngrößen %				pH	Humus	S	T	V
cm	R	Z	Fs	Gs		%	mval		%
2—8	—	—	—	—	3,4—4,2	30,0	9,8	80	12,5
10—14	2,2	16,8	54	30	3,5—4,2	6,0	3,0	30	10
20—30	2,0	10,0	55	33	3,6—4,2	0,4	0,1	10	1
40—45	5,7	9,3	53	32	3,9—4,6	0,1	4,0	31	12,9

Profil Dürrwien IV, Pseudogley.
Flache Kuppe und Osthang, nördlich Dürrwien, Buchen-Tannen-Mischwald.

Profil:

Ao+Aoo 1—0 cm Laubstreu, z. T. zersetzt, darunter dünne Schicht Grobmoder.

A_{11} 0—4 cm stark humoser sandiger Lehm, Humusform Mull, granuläre bis krümelige Struktur, gut durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 6/2—6/3, feucht 10 YR 4/2.

A_{12} 4—18 cm mäßig humoser sandiger Lehm, Humusform Mull, undeutlich blockige Struktur, schwächer durchwurzelt als der A_{11},
Farbe: trocken 10 YR 6/3—6/4, feucht 10 YR 4/3.

g_1 18—38 cm gelblichbraun gefleckter sandiger Lehm, blockige Struktur, schwach durchwurzelt, Farbe: trocken 10 YR 7/4—8/6, feucht 10 YR 4/4; Flecken trocken 10 YR 6/6, feucht 10 YR 4/4—3/4.

g_2 30—50 cm gelblichbraun gefleckter sandiger Lehm, blockige Struktur, stärker gefleckt als g_1, schwach durchwurzelt, nach unten zunehmend steinig, Farbe: trocken 10 YR 7/4—8/6, feucht 10 YR 5/4, Flecken trocken 10 YR 6/6, feucht 10 YR 4/4—3/4.

C 50 cm und tiefer, Mergel.

Analysenresultate:

Tiefe cm	Korngrößen % R	Z	Fs	Gs	pH	Humus %	S mval	T mval	V %
1—3	8,0	23,0	56	13	4,8—5,4	10	19,0	45	42,2
4—10	12,5	27,5	53	10	4,8—5,1	4,1	14,0	31	45,1
18—21	13,5	25,5	50	11	4,8—5,0	0	10	28	35,0
35—40	16,3	21,2	49,5	13	4,6—5,0	0	—	—	—

Profil Dürrwien V, Grundwassergley auf Mergel.
Talgrund nördlich Dürrwien, Magnocaricetum.

Profil:

Aoo+Ao 0—2 cm dichter Filz aus Wurzeln, Rhizoiden und Pflanzenresten.

A_1 2—20 cm stark humoser sandiger Lehm, Humusform Mull, Struktur feinkrümelig, mäßig bis gut durchwurzelt,
Farbe: trocken 2,5 Y 6/2, feucht 2,5 Y 3/2.

G_or 20—45 cm gleyfleckiger sandiger Lehm, Struktur schwach eckig, blockig, schlecht durchwurzelt,
Farbe: trocken 2,5 Y 7/2, feucht 2,5 Y 4/2—3/2.

C 45 cm und tiefer, Mergel.

Analysenresultate:

Tiefe cm	Korngrößen % R	Z	Fs	Gs	pH	Humus %	S mval	T mval	V %
2—6	9,0	13,5	68,5	9	5,4—6,3	6,8	17	34	50
35—40	10,5	8,5	63,0	18	5,2—5,7	0,3	5,5	15	36,3

Untersuchungsgebiet Schrems-Kollersdorf (Waldviertel, Niederösterreich)

Die untersuchten Standorte liegen nördlich Schrems bei Kollersdorf in einer Altlandschaft des Moldanubicums auf Eisgarner Granit. Es handelt sich um einen Podsol unter einem Fichten-Föhren-Bestand (Profil III) und einen Pseudogley (Profil IV) unter Nardusheide am Rande eines Anmoors. Das Gebiet gehört zum Bereich des humiden Klimas.

Profil Schrems III, Podsol auf Eisgarner Granit.
Unter Fichten nordöstlich von Kollersdorf.

Profil:

Aoo+Ao 5—0 cm Fichtennadelförna und Leucobryumpolster, darunter Grobmoder durch Wurzeln stark verfilzt.

A_1 0—5 cm stark humoser lehmiger Sand, Einzelkornstruktur, gut durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 4/1, feucht 10 YR 2/2.

A_{2e} 5—17 cm lehmiger Sand, mäßig durchwurzelt, Einzelkornstruktur,
Farbe: trocken 10 YR 7/3, feucht 10 YR 4/3.

B_{1s} 17—25 cm schwach toniger Sand, Einzelkornstruktur, durch Eisenanreicherung deutlich dunkler als der B_2, mäßig durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 5/6, feucht 7,5 YR 3/2.

B_2 25—45 cm lehmiger Sand, Einzelkornstruktur, mäßig durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 6/6, feucht 7,5 YR 4/4.

BC 45—50 cm Granitgrus mit großen Gesteinsbrocken.

C 50 cm tiefer, Eisgarner Granit.

Analysenresultate:

Tiefe cm	Korngrößen % R	Z	Fs	Gs	pH	Humus %	S mval	T mval	V %
5—0	3,0	13,0	—	—	3,2—4,2	30—45	8,8	82,0	10,5
0—5	7,0	4,5	20,0	68,5	3,2—4,5	7,0	0-6	22,5	2,2
5—17	6,3	3,7	17,0	73,0	3,3—4,4	0,3	0,1	20,0	0,5
17—25	11,0	5,5	17,0	66,5	3,6—4,6	0,2	4,0	32,0	12,0
25—45	8,0	7,5	83,5	68,0	4,0—4,7	0	2,0	21,7	9,5

Untersuchungsgebiet Südlicher Wienerwald
(Umgebung von Wien, Niederösterreich)

Das Gebiet liegt im pannonischen Klimabereich. Die untersuchten Böden sind Rendsinen auf Dolomit, unter den Pflanzengesellschaften des Fumaneto stipetums (Wald und Heide), sowie Terra fusca auf Hauptdolomit unter Buchen (Fageto-allietosum).

Profil Perchtoldsdorf I, mullartige Rendsina
unter Trockenrasen auf flachem Osthang westlich Perchtoldsdorf.

Profil:

Aoo+Ao	1—0 cm Pflanzenhäcksel, deutlich erkennbare Pflanzenreste mit Kleintierlosung durchsetzt.
A_1	0—20 cm stark humoser lehmiger Sand, Humusform „Rendsinamoder“, Struktur feinkrümelig, trocken, leicht zerfallend, gut durchwurzelt und von wenigen Kalkkörnchen durchsetzt, Farbe: trocken 10 YR 4/2, feucht 10 YR 2/2.
AC	20—24 cm stark humoser lehmiger Sand, gut bis mäßig durchwurzelt, sehr stark mit Dolomitgrus und kleinen Dolomitbrocken durchsetzt.
C_1	24—30 cm Dolomitgrus.
C_2	30 cm und tiefer Hauptdolomit, zum Teil klüftig verwittert.

Analysenresultate:

Tiefe	Korngrößen %			pH	$CaCO_3$	Humus	S	T	V
cm	R	Z	Gs+Fs		%	%	mval		%
2—8	17,3	29,3	53,7	7,0—7,1	37,4	26,1	74	74	100

Profil Perchtoldsdorf VI, Terra fusca auf Hauptdolomit.
Mulde zwischen Bierhäuselberg und Parapluiberg westlich Perchtoldsdorf.

Profil:

Aoo+Ao	1,5—0 cm Buchenlaubstreu auf einer dünnen Schicht von Grobmoder, an einzelnen Stellen von Pilzmycel durchzogen.
A_1E	0—8 cm humoser toniger Lehm, Humusform Mull, körnig bis undeutlich polyedrische Struktur, gut durchwurzelt, Farbe: trocken 10 YR 3/3, feucht 10 YR 6/4—5/3.
E	8—30 cm toniger Lehm, polyedrische Struktur, schwächer durchwurzelt als der A_1E, im oberen Teil des Horizonts einzelne Sprungrisse mit Pilzmycel ausgekleidet, Farbe: trocken 10 YR 6/4—6/6, feucht 10 YR 6/4—5/6.
ED	30—35(40) cm toniger Lehm, polyedrische Struktur, mäßig durchwurzelt, einzelne Dolomitbrocken, Farbe: trocken 10 YR 6/4, feucht 10 YR 5/4—5/6.
D	35(40) cm und tiefer, Hauptdolomit.

Analysenresultate:

Tiefe	Korngrößen %				pH	$CaCO_3$	Humus	S	T	V
cm	R	Z	Fs	Gs		%	%	mval		%
0—8	38,5	30,0	27,5	4,0	5,6—6,1	0	7,8(8,3)	17,5	37,3	47,0
20—30	39,5	31,0	15,5	14,0	5,5—5,9	0	0,5	15,0	36,0	41,6

Untersuchungsgebiet Auen der Donau bei Wien
(Wien)

Besonders genau wurden die Standorte untersucht, welche auf den Schottern der Praterterrasse im Bereich der Hohen harten Au liegen.

Profil 1 Prater bei Wien, brauner Auboden, Hohe harte Au.

Profil:

Aoo+Ao	1—0 cm Laubstreu, zum Teil wenig zersetzt, dazwischen nicht immer deutlich erkennbare Kleintierlosungen und Regenwurmkrümel.
A_1	0—12 cm stark humoser sandiger Lehm, Einzelkornstruktur bis feinkrümelig, Humusform Mull, gut durchwurzelt, Farbe: trocken 10 YR 5/2, feucht 10 YR 2/1.

(B) 12—45 cm lehmiger Sand, Einzelkornstruktur, gut durchwurzelt, Farbe: trocken 10 YR 7/3, feucht 10 YR 5/2.

D 45 cm und tiefer, Schotter der Praterterrasse.

Analysenresultate:

Tiefe cm	Korngrößen % R	Z	Fs	Gs	pH	$CaCO_3$ %	Humus %	S mval	T mval	V %
2—8	6,0	20,5	68,5	5,0	7,0	20,7	6,3	35,0	35,0	100
20—30	5,5	12,5	79,2	2,8	7,0	24,8	0,6	14,0	14,0	100

Untersuchungsgebiet Nordburgenland
(Becken des Neusiedler Sees und Parndorfer Platte)

Das Gebiet gehört zum pannonischen Klimabereich. Der Neusiedler See liegt in einem tertiären Einbruchsbecken mit dem Leithagebirge als nordwestliche Umrahmung (Kristallin mit randlicher Auflagerung mariner Kalke). Den Nord- und Nordostrand des Beckens bildet die Parndorfer Platte. Hier sind den tertiären Sedimenten fluvioglaciale Schotter aufgelagert und zum Teil von Löß überdeckt. Im Osten des Sees, zwischen Podersdorf, Apetlon und St. Andrä, liegt das Gebiet der Salzböden. Zwei der untersuchten Standorte liegen bei Winden, und zwar eine Mullrendsina auf Leithakalk am Fuße des Hackelsberges und ein Xeroranker auf Quarzphyllit auf dem Berg selbst. Solontschakstandort liegt nördlich von Illmitz und ein Tschernosem im Bereich der Zitzmannsdorfer Wiesen nördlich Podersdorf. Auf der Parndorfer Platte wurden nur Paratschernosemflächen in mehreren Jahreszyklen untersucht.

Profil Bezirk Neusiedl I Hackelsberg, Mullrendsina auf Leithakalk unter Trockenrasen (Stipa capillata-Flur) leichter Nordwesthang.

Profil:

Aoo+Ao 1—0 cm Pflanzenhäcksel und stärker zersetzte Vegetationsrückstände von Milbenlosung durchsetzt, stellenweise reichlich Regenwurmkrümel.

A_1 0—20 cm stark sandiger, stark humoser Lehm, Humusform Mull, feinkrümelige Struktur, intensiv durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 3/2—4/2, feucht 10 YR 2/1.

AC 20—25 cm stark humoser sandiger Lehm, Humusform Mull, feinkrümelige Struktur, gut durchwurzelt, stark von Kalkgrus und Kalkbrocken durchsetzt.

C_1 25—35 cm aufgearbeiteter, gelblich verfärbter Leithakalk.

C_2 35 cm und tiefer, fester oder sekundär verfestigter Leithakalk.

Analysenresultate:

Tiefe cm	Korngrößen % R	Z	Fs	Gs	pH	$CaCO_3$ %	Humus %	S mval	T mval	V %
2—8	12	16	62	10	7,0	3,0	18,5	65	65	100
15—20	—	—	—	—	7,0	30,0	18,0	65	65	100

Profil Bezirk Neusiedl II (Hackelsberg), Xeroranker auf Quarzphyllit Kuppe des Berges Vegetation Fumanetostipetum und Medicageto Festucetum.

Profil:

Aoo+Ao 1—0 cm dünne Schicht von Pflanzenhäcksel, stellenweise mit Milbenlosung durchsetzt.

A_{11} 0—25 cm humoser anlehmiger Sand, Humusform Mull, feinkrümelige Struktur, gut durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 4/2, feucht 10 YR 2/2.

A_{12} 25—35 cm gröber krümelig als der A_{11} und stark mit Steinen und Grus durchsetzt, sonst wie A_{11}.

AC 35—50 cm schwach humoser Sand, von oft scharfkantigen Steinen und Grus stark durchsetzt.

C 50 cm und tiefer, Quarzphyllit, an einigen Stellen aufgemürbt.

Analysenresultate:

Tiefe cm	Korngrößen % R	Z	Fs	Gs	pH	Humus %	S mval	T mval	V %
2—6	2,5	17,5	67,4	12,6	5,8	8,5	19,7	30,0	65
6—15	2,6	11,9	66,6	16,9	5,8—6,1	8,3	19,8	30,1	65,8

Profil Parndorf IV, Paratschernosem unter Trockenrasen (Hutweide).

Profil:

Aoo 2,5—2,0 cm Pflanzenhäcksel.

Ao 2—0 cm stark humoser Sand, Humusform Moder, durch Wurzeln verfilzt.

A_{11} 0—7 cm mäßig humoser schluffiger Sand, Humusform Mull, undeutlich feinkrümelige Struktur, gut durchwurzelt,
Farbe: trocken 7,5 YR 4/4, feucht 7,5 YR 3/2.

A_{12} 7—30 cm mäßig humoser feinsandiger Lehm, Humusform Mull, sehr undeutlich feinkrümelig, mäßig durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 4/2, feucht 10 YR 3/2.

AD 30—40 cm mäßig humoser feinsandiger Lehm, wenig durchwurzelt, von Steinen der Schotterdecke durchsetzt,
Farbe: trocken 10 YR 4/2, feucht 10 YR 3/2.

D 40 cm und tiefer, quarzreicher Schotter.

Analysenresultate:

Tiefe	Korngrößen %				pH	Humus	S	T	V
cm	R	Z	Fs	Gs		%	mval		%
2—0	—	—	—	—	5,6	11,5	—	—	—
2—7	14,0	23,5	30,6	7,0	5,7	3,9	24	32	75
25—30	15,0	30,5	47,5	7,0	5,6	2,3	17,2	22	78,1

Untersuchungsgebiet Wilfersdorf
(Niederösterreich, Weinviertel)

Das Gebiet ist ein tertiäres Hügelland mit Lößaufwehungen und gehört zum pannonischen Klimabereich. Die Standorte sind altes Kulturland.

Profil Wilfersdorf I, Tschernosem; südlich Wilfersdorf 1958 unter Gerste, 1959 unter Raps.

Profil:

A_{1p} 0—16 cm humoser feinsandiger Lehm, Humusform Mull, Struktur feinkrümelig, gut durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 4/2, feucht 10 YR 3/2.

A_2 16—35 cm sandiger humoser Lehm, Humusform Mull, Struktur undeutlich blockig, gut durchwurzelt,
Farbe: trocken 10 YR 4/2, feucht 10 YR 3/2.

AC 35—45 cm schwach humoser sandiger Lehm, eckig feinblockig, gut durchwurzelt, mit Regenwurmdurchmischung und Pseudomycel,
Farbe: trocken 10 YR 4/3, feucht 10 YR 3/4.

C 45—185 cm Löß mit Pseudomycel, vereinzelt Regenwurmröhren, Wurzelkanäle ausgefüllt, schmaler Übergang gegen den tertiären Sand.

D 185 cm und tiefer, tertiärer Sand mit deutlichem Kiesbesatz.

Analysenresultate:

Tiefe	Korngrößen %				pH	$CaCO_3$	Humus	S	T	V
cm	R	Z	Fs	Gs		%	%	mval		%
0—10	30,0	30,0	38,4	1,6	7,0	1,2	2,56	26	26	100
20—30	28,5	30,5	40,0	1,0	7,0	1,5	2,42	26	26	100
35—40	30,5	33,0	35,7	0,8	7,1	1,6	2,00	33	33	100

Bei der Zusammenstellung der Artenlisten und der Wiedergabe der sonstigen Ergebnisse wurden noch folgende Standorte berücksichtigt, die im Kapitel Standortbeschreibung nicht genannt wurden.

1. Hochmoore: Rotmoos-Weichselboden, Hochtenseehochmoor, Naßkörhochmoor (alle Steiermark), Haslauer Moor (Niederösterreich).
2a. Brauner Auboden: Auen der Donau bei Orth und Fischamend (Niederösterreich).
2b. Grauer Auboden: Auen der Donau bei Orth, Tulln und Wien.
3. Solontschak: Salzsteppe bei Illmitz (Burgenland).
4. Gley: Dürrwien, Profil VI.
5. Ranker: Königswart bei Hainburg (Niederösterreich).
6. Mullartige Rendsina: Frauenstein bei Mödling, Hundsheimer Berge (Niederöstereich).
7. Mullrendsina: Hundsheimer Berge (Niederösterreich).

8. Tschernoseme: Braunsberg (Hainburg, N.Ö.), Parndarf, Gerhaus (Burgenland), Marchfeld (Niederösterreich), mehrere Orte.
9. Paratschernosem: Neudorf (Burgenland), Obersiebenbrunn (Niederösterreich).
10. Terra fusca: Anninger (Niederöstereich).
11. Oligotrophe Braunerde (nördlicher Wienerwald), Profil HB I—IV.
12. Pseudogley: Schrems Profil V, Dürrwien Profil VI, Wieselburg Profil I und II (Niederösterreich).
13. Semipodsol: Schrems Profil VI und VII, Mönichkirchen Profil IX und X.
14. Podsol: Amaliendorf Profil I und II, Mönichkirchen Profil VI (alle Niederöstereich).
15. Lößbraunerde: Hundsheimer Berge, Zeilerberg (Burgenland).

IV. Der Massenwechsel der Mikroflora im Jahreszyklus

Die mikrobiologische Charakterisierung von Standorten bzw. von Bodentypen auf Grund einmaliger Probeentnahmen wird kaum ein vollständiges Bild ergeben können. Zur richtigen Erfassung der mikrobiologischen Eigenheiten ist die Verfolgung eines oder noch besser mehrerer „Jahreszyklen" erforderlich. Das bedeutet, daß im Laufe eines Jahres aus allen Horizonten des Bodens möglichst alle vier bis fünf Wochen Proben zur Untersuchung entnommen werden müssen. Schon bei einmaliger Probenentnahme zeigen sich, je nach Bodentyp, bedeutende Unterschiede im Keimgehalt der verschiedenen Bodenhorizonte. So lassen sich, von extremen Trockenperioden abgesehen, in den oberen Schichten vielfach höhere Gesamtkeimzahlen feststellen als in den tieferen. Dies ist zum Teil dadurch zu erklären, daß in den oberen Horizonten sowohl der Humusgehalt als auch der Sauerstoffgehalt der in den Bodenhohlräumen enthaltenen Luft größer ist und der größte Teil der mit Standardmethoden erfaßten Mikroflora sowohl aerob als auch heterotroph ist. Durchlüftung und Humusgehalt des Bodens haben wesentlichen Einfluß auf die Mikrobenbesatzdichte des Bodens, außerdem sind auch Nährstoffgehalt und Wassergehaltsschwankungen für den periodischen Wechsel der Keimzahlen ausschlaggebend.

Die Gesamtkeimzahlen des Bodens schwanken im Laufe des Jahres in einer für das Klima und den Bodentyp ganz charakteristischen Weise. WAKSMAN, FEHER, HOPF, SAMZJEWITSCH, KATZNELSON, JERSCHOW und andere haben in dieser Richtung bereits Beobachtungen gemacht und durch Beispiele belegt, die allerdings meist eine bodentypologische Einordnung der Standorte vermissen lassen. Die periodischen Schwankungen der Populationsdichte kommen besonders deutlich bei der kurvenmäßigen Darstellung der Zählergebnisse nach Plattenmethode zum Ausdruck. Der Verlauf solcher Kurven ist für die Bodentypen oder vielmehr für bestimmte „ökologische Gruppen" von Bodentypen und sogar für kleinere oder größere Klimagebiete charakteristisch. Der Vergleich dieser „Gesamtkeimzahlkurven" der Böden ergibt eine Gruppierung in „mikrobiologisch-ökologische Typengruppen". Bei der Schilderung der Ergebnisse soll diese Erkenntnis bereits berücksichtigt werden. Die Standorte oder Bodentypen werden bei der Besprechung, soweit es sich um ganzjährig untersuchte Standorte handelt, zu solchen Gruppen zusammengefaßt. Von den Kurven kann aus Platzgründen nur eine ganz kleine Auswahl wiedergegeben werden. (Abb. 1—5).

Gruppe I

Böden an mäßig bis extrem xerothermen Standorten des pannonischen Raumes oder ihnen klimatisch ähnlichen Stellen.

Es sind dies Böden mit einem relativ seichten und gut durchlüfteten A-Horizont, oft nur wenige cm mächtig. Hierher gehören Xeroranker Protorendsina, mullartige Rendsina und Mullrendsina des pannonischen Gebietes. Die Gesamtkeimzahlen (bes. Bakt. + Aktinomyc.) zeigen in ihrer Massenentwicklung im

Laufe des Jahres zwei Maxima, eines im Frühjahr und ein zweites im Herbst oder Spätherbst. Dazwischen liegt eine Depression die ihren tiefsten Punkt im Juni oder in der ersten Juliwoche erreicht. HOPF (1955), SAMZJEWITSCH sowie KATZNELSON und JERSCHOW (1957) haben diese Beobachtung in gleicher Weise gemacht. VARGA, GUNHOLD, FRANZ und BAYER stellen eine solche sommerliche Depression auch für die Massenentwicklung der Bodenfauna im pannonischen Raum fest. Die Kurven für die jahreszyklische Massenentwicklung der Pilze sehen den Bakterienkurven sehr ähnlich, obwohl hier die Verschiedenheiten in der Entwicklung der Pilzkolonien auf den Platten die Auszählung schwierig gestalteten. Die Anaeroben zeigen einen ähnlichen Entwicklungsverlauf, wenn auch das erste Maximum hier schon früher, und zwar im April, festgestellt wurde. Ein Vergleich der Massenwechselkurven mit den entsprechenden Aufzeichnungen des aktuellen Wassergehalts zeigt durch gewisse Parallelen die Bedeutung dieses Faktors.

Gruppe II

Steppenböden des pannonischen Raumes, Tschernoseme und Paratschernoseme. Es sind dies Böden mit AC- oder AD-Profilen. Der Humusgehalt ist meist etwas geringer als in den Böden der vorigen Gruppe. Der sandige und gut durchlüftete A-Horizont ist aber bedeutend tiefer.

Die Massenwechselkurve für Bakterien zeigt in den oberen 2—3 dm der Böden den gleichen Verlauf wie in der Gruppe I. In größeren Tiefen wird die Auswirkung der sommerlichen Dürre etwas abgeschwächt, was auch an einem Kurvenbeispiel zu sehen ist. Bei den Pilzen kann der sommerliche Massenentwicklungsrückgang auch in 40—50 cm Tiefe noch sehr gut beobachtet werden. Wie die Pilze, lassen auch die Anaerobionten in den obersten 3 dm die gleiche Periodik des Massenwechsels erkennen wie die Mikroflora der Gruppe I. Das Absinken der Anaerobiontenzahlen in größeren Tiefen zeichnet sich weniger deutlich ab. Für den Einfluß der Schwankungen des aktuellen Wassergehalts auf den Massenwechsel gilt das für die Gruppe I Gesagte.

Gruppe III

Wechselfeuchte Böden, Pseudogley.

Die jahreszyklischen Gesamtkeimzahlkurven zeigen einen deutlichen Unterschied zwischen höheren und tieferen Bodenhorizonten. Die zweigipfelige Kurve der obersten 10 bis 20 cm gibt eine leichte sommerliche Depression wieder. Tiefer unten, besonders im vergleyten Horizont, halten sich die erreichten Zahlen im Sommer längere Zeit auf maximaler Höhe. Es konnte auch beobachtet werden, daß im Grünlandboden (Schrems, Profil IV) die sommerliche Depression früher beginnt als im beschatteten Waldboden. Bei den Pilzen ist der sommerliche Rückgang der Massenentwicklung in den oberen Horizonten viel stärker als bei den Bakterien, dies wurde auch von KRZEMIENIEWSKA (1954) beobachtet. In den vergleyten Horizonten zeichnet sich nur ein deutliches Pilzmaximum im Frühjahr ab. Die Massenentwicklung der anaeroben Keime zeigt in der kurvenmäßigen Darstellung große Ähnlichkeit mit den Pilzen. Die Schwankungen des aktuellen Wassergehalts, sommerliche Austrocknung in den obersten cm, beeinflussen auch in diesen Böden den Massenwechsel entscheidend.

Gruppe IV

Dauernd feuchte Böden des humiden Klimagebiets; Gley, Anmoor, Flachmoor und tiefer gelegene Stellen der Hochmoore.

Hier ist auch in den obersten cm keine sommerliche Depression der Entwicklung der Bakterien und Aktinomyceten zu beobachten. In den tieferen Horizonten ist die Gesamtzahl der aeroben Keime an sich schon zu gering, um noch ein deutliches Maximum abzuzeichnen. Das Maximum für die oberen Horizonte läßt sich meist im Juni feststellen. Für das Gedeihen der meisten Pilze reicht nur in den obersten cm des Bodens der Sauerstoffgehalt der Luft aus, das Entwicklungsmaximum fällt hier meist in den Monat Juni. Die Entwicklung der Anaerobionten verläuft ganz anders. Sie läßt in den obersten Schichten zwei Maxima erkennen, eines im Mai und ein zweites im Oktober, weiter unten jedoch nur ein Maximum im Sommer. Der Faktor Temperatur dürfte hier die Mikrobenentwicklung in den oberen Horizonten entscheidender beeinflussen als der aktuelle Wassergehalt.

Gruppe V

Mehr oder weniger sandige Böden ohne sommerliche Dürreperiode, Podsol, Semipodsol, Grauer und Brauner Auboden, oligotrophe Braunerde.

Die Massenentwicklung der Bakterien und Aktinomyceten erreicht im A_1-Horizont jener Böden in der Regel im Juni oder Juli ihr einziges Maximum, im Aoo und Ao ist dies aber oft schon im Mai der Fall. In den Mineralhorizonten sind die Schwankungen der an sich kleineren Zahlen geringer. Beim Auboden scheinen sich in jenen Schichten die Bakterienzahlen einige Monate auf maximaler Höhe zu halten. Die Pilzentwicklung erreicht in allen Horizonten ihr Maximum vor den Bakterien. Im A_1- und Bs-Horizont der Podsole läßt sich außerdem noch ein zweites Pilzmaximum im Herbst feststellen. Der Massenwechsel der Anaerobionten zeichnet sich durch zwei Maxima aus, das erste im Mai oder April, das zweite im September oder Oktober. Deutliche Parallelen zwischen Wassergehaltsschwankungen und Massenentwicklung sind nicht zu erkennen.

Gruppe VI

Lehmböden des pannonischen Klimagebiets, Terra fusca.

Der Massenwechsel der Bakterien und Aktinomyceten weist im Ablauf des Jahres in allen Horizonten des Bodens nur ein Maximum auf. Eine leichte sommerliche Depression kann aber bei Jahren mit extremen Dürreperioden in den obersten 5 cm des Bodens festgestellt werden. Die jahreszyklischen Kurven der Pilzgesamtzahlen zeigen im Sommer im Humushorizont und in den obersten cm des Mineralhorizonts eine deutliche Depression als Folge der Austrocknung. In 35—40 cm Tiefe ist davon nichts mehr zu bemerken, hier hält sich die Zahl längere Zeit auf maximaler Höhe. Die Anaerobiontenentwicklung zeigt ebenfalls zwei Maxima, eines im April und ein zweites im September, bzw. wenn dieser sehr trocken ist im Oktober, und das in allen Horizonten.

V. Die physiologischen Gruppen

Auf Grund ihrer physiologischen und chemischen Aktivität werden die Mikroorganismen in der Bodenmikrobiologie zu folgenden Gruppen zusammengefaßt: 1. Zellulosezersetzer, 2. Pektinzersetzer, 3. Eiweißzersetzer, 4. Harnstoffzersetzer, 5. Buttersäurebildner, 6. Stickstoffbinder, 7. Denitrifikanten, 9. Nitrifikanten, Alle genannten Gruppen werden in diesem und den folgenden Kapiteln natürlich nicht mit der gleichen Genauigkeit behandelt. Die Zusammensetzung der Vegetationsrückstände, deren Abbau durch den größten Teil der Bodenmikroben durchgeführt wird, soll dieses Vorgehen rechtfertigen. Einige Beispiele über die Zusammensetzung von Vegetationsrückständen:

4

	Haferstroh	Weizenstroh	Kiefernnadeln	Carexblätter
Zellulose	35%	34%	28%	28%
Pektine und Hemizellulosen (z. T. unzersetzlich)	21%	22%	13%	18%
Lignin	20%	21%	15%	21%
Protein	5%	3%	7%	7%

Eiweißzersetzer

Daß die einzelnen Arten dieser Gruppe für den Bodentyp an sich nicht sehr signifikant sind, zeigt ein Vergleich der Verteilung folgender Arten auf die verschiedenen Böden (s. Tab. Bakt. I): *Bac. mycoides, B. vulgaris, B. mesentericus, B. megaterium, B. subtilis, Bact. prodigiosum, Pseudomonas fluorescens.* Die Keime der Gruppe als Ganzes betrachtet, machen in ihrer Massenentwicklung die jährlichen Schwankungen so, daß sie parallel zu den Änderungen der Gesamtkeimzahl verlaufen. Dies entspricht auch den Beobachtungen von MICHOUSTIN, GROMYKO, KRASSILNIKOW u. a. Weitere Verschiebungen in der Artenzusammensetzung dieser Gruppe lassen sich bei der Gegenüberstellung von „natürlichen" Böden und Kulturland feststellen. Unter den Arten dieser physiologischen Gruppe finden sich auch Formen, welche die Fähigkeit haben, Stärke zu hydrolisieren oder Pektin abzubauen. Besonders der Pektinabbau ist bei der Verrottung von Bestandesabfall von großer Bedeutung, er soll jedoch erst im Kapitel VI. näher besprochen werden.

Zellulosezersetzer

Die enorme Bedeutung dieser Organismengruppe innerhalb der Bodenflora kann wohl kaum überschätzt werden. Die Bakterien dieser Gruppe gehören den Gattungen Cellvibrio und Cellulomonas an, die Pilze den verschiedensten Familien der Ascomyceten und Basidiomyceten. Ihre Verteilung zeigen die Tabellen (Seite 66 bis Seite 69), außerdem folgt eine weitere Besprechung im nächsten Kapitel. Die quantitativen Resultate werden wie im vorigen Kapitel in Form von jahreszyklischen Kurven wiedergegeben. Die nun folgende Besprechung hält sich an die Einteilung der „mikrobiologisch-ökologischen Bodentypengruppen" (Abb. 6, 7).

Bei den Böden der Gruppe I und II zeigt die kurvenmäßige Darstellung der Massenentwicklung im Jahresablauf in allen Tiefen der verschiedenen Böden zwei Maxima, das erste im Mai bzw. Ende April, das zweite im September oder Oktober. Bei jenen Böden der beiden Gruppen, deren pH-Wert geringer als 6,8 ist, reichen die Zahlen der anaeroben Zellulosezersetzer an jene der aeroben heran, ja übertreffen diese in einigen Fällen.

In den Böden der Gruppe III fehlt die oben gezeigte hochsommerliche Depression der Zellulosezersetzer in einer Tiefe von 40—50 cm, aber auch in den oberen Horizonten wird sie durch Beschattung (Wald) abgeschwächt.

In den Böden der Gruppe IV weist die Massenentwicklung der Zellulosezersetzer nur ein Maximum auf, und zwar in den oberen cm im Mai und in den tieferen Schichten im Juni.

Sehr verschieden verhalten sich die Standorte der Bodentypengruppe V in bezug auf den jahreszyklischen Entwicklungsgang der zellulosezersetzenden Keime. Im allgemeinen kann jedoch gesagt werden, daß die Massenentwicklung dieser Organismen in den gut durchlüfteten Humushorizonten der Podsole und podsoligen Böden zwei Maxima zeigt, in den Mineralhorizonten nur ein deutliches Maximum. Für die Auböden läßt sich in der Entwicklung der Zellulosezersetzer in allen Horizonten nur ein Maximum gut erkennen, und zwar im Mai

oder Juni. Die gemachten Feststellungen gelten sowohl für die aeroben als auch für die anaeroben Vertreter dieser Gruppe.

Auch die Böden der Gruppe VI zeigen ähnliche Kurven für den Jahreszyklus der Zellulosezersetzer. Das einzige deutliche Maximum fällt für die Aerobionten in den Monat Juni oder Juli, für die Anaerobionten in den Mai. Die Beschattung der entsprechenden Standorte (Buchen) dürfte am Fehlen einer dem pannonischen Klima entsprechenden Sommerdepression entscheidend beteiligt sein.

Denitrifikanten

Auch bei dieser Gruppe sollen hier nur die quantitativen Resultate besprochen werden. Dabei wird wieder nach der Anordnung der mikrobiologisch-ökologischen Bodentypengruppen vorgegangen. In allen Standorten dieser Gruppen zeigt der Massenwechsel der Denitrifikanten zwei Maxima, welche natürlich verschieden stark ausgeprägt sind und in verschiedene Monate fallen. Die kurvenmäßige Darstellung des Jahreszyklus zeigt bei den Standorten der Bodentypengruppe I und II das erste Maximum im April, das zweite Maximum im Oktober. Das gilt auch für die Gruppe III, hier sind allerdings die Maxima in den unteren Horizonten nicht so extrem wie in den obersten 10 cm. Beim Gley (Gruppe IV) ist das zweite Maximum im Gleyhorizont nicht sehr deutlich. Einige Kurvenbilder (es sind nicht alle wiedergegeben) zeigen sogar, daß die im März oder April erreichte maximale Höhe der Denitrifikantenzahlen bis Oktober gehalten wird. In den A-Horizonten der Böden der Gruppe V haben die Denitrifikanten ihr erstes Maximum im Mai, ihr zweites im September oder Oktober. Im B-Horizont kann das Absinken zwischen diesen beiden Punkten sehr schwach sein oder ganz ausbleiben. Auböden und Podsole verhalten sich gleich, obwohl die absoluten Zahlen sehr verschieden sein können. Bei der Terra fusca (Gruppe VI) liegen die Verhältnisse im Humushorizont ähnlich. Im Mineralhorizont ist ein deutliches zweites Maximum im Herbst bemerkenswert, welches höhere Zahlen als das erste Maximum im Frühjahr aufweist (Abb. 8).

Freilebende Stickstoffbinder

Diese Organismengruppe ist in der mikrobiologischen Literatur schon sehr ausführlich behandelt worden. Die eigenen Untersuchungen können also hier nur mehr als Ergänzungen der bereits vorliegenden Forschungsergebnisse betrachtet werden, besonders deshalb, weil einige bisher noch nicht geprüfte Bodentypen hier untersucht worden sind.

Die Verteilung einiger Arten entsprechend dem Chemismus und pH-Wert der Bodentypen gibt die Tabelle (Seite 52) nach eigenen Beobachtungen wieder.

Wenn bei der Besprechung des Massenwechsels die Formen dieser Organismengruppe als Ganzes betrachtet werden, so handelt es sich an einem Standort fast nur um Azotobacter, an einem anderen hingegen um ein Gemisch aus zwei oder weniger Formen stickstoffbindender Clostridien. Im nächsten Kapitel wird noch näher darauf eingegangen. Die Betrachtung erfolgt wieder in der Reihenfolge der mikrobiologisch-ökologischen Bodentypengruppen.

Die Massenentwicklung dieser Organismen läßt in den Standorten der Gruppen I und II in allen Bodenhorizonten in der Regel zwei Maxima feststellen, eines im Mai und ein zweites im Oktober, ganz gleich, ob es sich um Azotobacter oder Clostridien handelt. Die Pseudogleye (Gruppe III), wo die Stickstoffbindung durch Clostridien bewältigt wird, zeigen in den obersten 10—15 cm zwei mehr oder weniger deutliche Entwicklungsmaxima, in den darunter liegenden Schichten in der Regel nur ein Maximum, meist im Frühjahr. Wo wir bei den Böden der Gruppe IV überhaupt mikrobielle N-Fixierung durch freilebende

4*

Organismen beobachten, bei den Gleyböden, findet sie in nennenswertem Ausmaß nur in den obersten cm des Bodens statt. Es sind Clostridien, deren maximale Entwicklung in den Hochsommer fällt. Von den Standorten der Gruppe V liegen nur aus den Auböden endgültige Resultate über Azotobacter vor. Der Entwicklungsverlauf zeigt nur ein Maximum im Juni oder Juli. Die Terra fusca des pannonischen Bereichs, wo die Stickstoffbindung zum größten Teil durch Clostridien bewältigt wird, zeigt im Bild der entsprechenden Jahreszykluskurven zwei Maxima, das erste im Mai und ein zweites im September (Abb. 9).

pH-Wert	8,0				7,0				5,5					3,5
Bodentyp:	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
Azotobacter chroococcum	+	+	+	+	+	+	+	(—)	(+)	—	—	—	—	—
Azotobacter vgl. agile	+	+	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Bacillus amylobacter	—	—	+	+	+	+	+	+	+	—	+	—	—	—
Clostridium sp. sp.	—	—	+	+	+	+	+	+	+	—	+	—	—	—

Bodentypen: 1 = Solontschak, 2 = mullartige Rendsina, 3 = Mullrendsina. 4 = Tschernosem, 5 = Auboden, 6 = Terra fusca, 7 = oligotrophe Braunerde. 8 = Pseudogley, 9 = Paratschernosem, 10 = Ranker, 11 = Gley, 12 = Semipodsol, 13 = Podsol, 14 = Hochmoor.

VI. Qualitative Analyse der Bodenmikroflora

In diesem Kapitel soll der Versuch unternommen werden, durch Bestimmung der Einzelorganismen eine charakteristische Artenzusammensetzung der Mikroflora verschiedener Bodentypen herauszufinden. Die Aktinomyceten wurden hierbei nur orientierend untersucht, da ihre Systematik in vielen Fällen noch umstritten ist. Eine Ergänzung erfährt dieses Bemühen dadurch, daß zu jeder Art in den entsprechenden Tabellen auch, nach eigenen Untersuchungen und Literaturangaben, ihre chemisch-physiologischen Leistungen oder Fähigkeiten angegeben sind. Durch den engen Rahmen der Arbeit bedingt, mußten die Artenlisten der einzelnen Standorte in den Tabellen jeweils in einer Spalte, und zwar nach der Zugehörigkeit zu einem bestimmten Bodentyp, zusammengefaßt werden. Ein weiterer Nachteil dieser knappen Darstellung liegt darin, daß in den Tabellen die jahreszeitlichen Unterschiede und damit auch charakteristische quantitative Angaben nicht wiedergegeben werden können. Das soll jedoch, soweit es möglich ist, ganz knapp im Text nachgeholt werden.

Bei der Besprechung der einzelnen Bodentypen und ihrer Mikroflora soll nun eine Reihung nach ihren chemischen Eigenschaften erfolgen, wie sie unten angegeben ist.

Humides Klima	pH	CaCo 3%	Humus %	Höchstwerte
Hochmoor	3	0	90	
Podsol	3—4,5	0	50	
Semipodsol	3—4,5	0	40	
Gley	5—6	0	10	
Pseudogley	5—6	0	8	
oligotrophe Braunerde	5—6	0	5	

Semiarides Klima			
Tschernosem	7	2—5	4—6 (10)
Rendsina	7	2—35	40 (45)
Auboden	7	2—16	4—6
Paratschernosem	5—6	0	4 (9)
Ranker (Xeroranker)	5—5,5	0	15
Terra fusca	5,5—6,5	0	6 (12)
Solontschak	7,5—8,5	—	0,5—1

Das Hochmoor

Die Bakterienflora des Hochmoores ist nicht nur durch niedere Gesamtkeimzahlen, sondern auch durch eine extreme Artenarmut gekennzeichnet. Besonders typisch ist das Fehlen freilebender Stickstoffbinder und nitrifizierender Organismen. Auch die Zellulosezersetzer werden von den Bakterien nur durch die Gattung Cellvirbio in sehr geringen Zahlen vertreten, und zwar mit ein oder zwei Arten. Außerdem handelt es sich bei diesen Formen um Einzelisolierungen. So können die Befunde bestätigt werden, welche die geringe Zellulosezersetzung im Moor als Leistung von Pilzen darstellen. Den Aktinomyceten sagen die ökologischen Bedingungen des Moores noch weniger zu als den Bakterien. Bisher konnte keine sicher bestimmbare Form aus den untersuchten Hochmoorstandorten isoliert werden. Weit besser vertragen eine Anzahl charakteristischer Pilze die am Standort gegebenen Bedingungen. Von den Mucoriceen ist die Gattung Mortierella mit wenigen Arten vertreten. Formen dieser Gattung treten auch als Mykorrhizapilze bei *Calluna vulgaris* auf. Besonders typisch für das Hochmoor ist auch eine Reihe von Penicillien, besonders solche aus der Monoverticillata-Gruppe. Es handelt sich vor allem um Formen, die nennenswerte Mengen von Säuren, Farbstoffen und Hemmstoffen ausscheiden. Zellulosezersetzer sind unter diesen Arten keine. An der Zellulosezersetzung sind im Hochmoor nach eigenen Beobachtungen die Gattungen Cladosporium und Cephalosporium stark beteiligt. Hemizellulosen und Pektin werden von Alternaria und verschiedenen Mucorineen angegriffen. Die Leistungen der erwähnten Pilze, besonders die Säure- und Hemmstoffbildung, ist für das Hochmoor eben so spezifisch wie der unvollständige Abbau der organischen Substanz. Den größten Teil dieser „Hochmoorpilze" finden wir in der Biocönose des Podsols und des Semipodsols wieder.

Über die Mikrobiologie des Hochmoors liegen schon zahlreiche Arbeiten vor (ISOTALO (1951), KOX (1954), DREWES (1928), REUTER (1957), BENADE (1950). In allen Untersuchungen fehlen aber mehr oder minder genaue Artenangaben, was einen Vergleich mit den eigenen Beobachtungen unmöglich macht.

Podsol

Über diesen Bodentyp existiert schon eine umfangreiche mikrobiologische Literatur, die durch genaue Artenangaben in den meisten Fällen besonders wertvoll ist. ARISTOWSKAYA (1957), CRAWFORD (1956), DUCKER (1957), FEHER (1933), HAGEM (1907), JENSEN (1938), JOHANN (1932), KATZNELSON (1957), KRASSILNIKOW, KORENJAKO und MIRTSCHINK (1955), LENNAN (1954), MEKKTIEV (1957), MIRCHINK (1957), STARC (1942) und STEPHANOWA (1958) haben wesentliche Beiträge geliefert. Die nun folgende Schilderung gibt eigene Beobachtungen wieder.

Wie für das Hochmoor ist auch für den Podsol die Artenarmut der Bakterien typisch. Allerdings sind einige zellulosezersetzende Arten unter ihnen, und zwar aus der Gattung Cellulomonas. Freie Stickstoffbinder der bisher bekannten

Gattungen und Arten fehlen, ebenso Nitrifikanten. *Bacillus mycoides* ist immer vorhanden, ebenso *Bacillus mycoides.* Von den Aktinomyceten wurden nur wenige Arten isoliert. Besonders typisch scheint *Actinomyces acidophilus.* Andere Arten dieser Organismengruppe zeichnen sich durch intensive Farbstoffbildung aus. Auch *Bact. prodigiosum* (*Serratia mar.*) könnte ebenso durch seine Farbstoffbildung, wie auch durch seine Häufigkeit an etlichen Standorten für den Podsol charakteristisch sein. Intensive Farbstoffproduktion ist auch für etliche Penicilliumarten dieser Microcoenose kennzeichnend. Die gleichen Arten scheiden auch Säuren und Hemmstoffe aus, außerdem fehlt ihnen die Fähigkeit zur Zellulosezersetzung. Am Zelluloseabbau sind in diesem Boden unter den Pilzen weit mehr Trichoderme, Acaulium und Cephalosporium beteiligt. Auch unter diesen Formen sind wieder zahlreiche Hemmstoffbildner. Weder Hemmstoffe noch Säuren werden von einigen Mucorineen abgegeben (folgd. Gttg. Mucor. Mortierella, Zygorrhynchus, Absidia), welche durch die gleichen Arten in allen Standorten, von Kroatien bis Narvik und Abisko, vertreten sind, und so auch zur Charakterisierung des Podsols beitragen können. Der geringe, aber dem Hochmoor überlegene Abbau des Bestandesabfalls ist neben den verschiedenen Ausscheidungen der Mikroben für die Mikrobiologie des Bodens typisch. Die Säureausscheidungen fallen besonders deshalb auf, weil hier zu wenig Basen zur Neutralisation dieser Verbindungen vorhanden sind. Auch ein rascher mikrobieller Abbau, wie er in anderen Böden, wo sogar Oxalsäure zerstört wird, stattfindet (KHAMBATA 1953, MÜLLER 1950), ist hier nicht beobachtet worden.

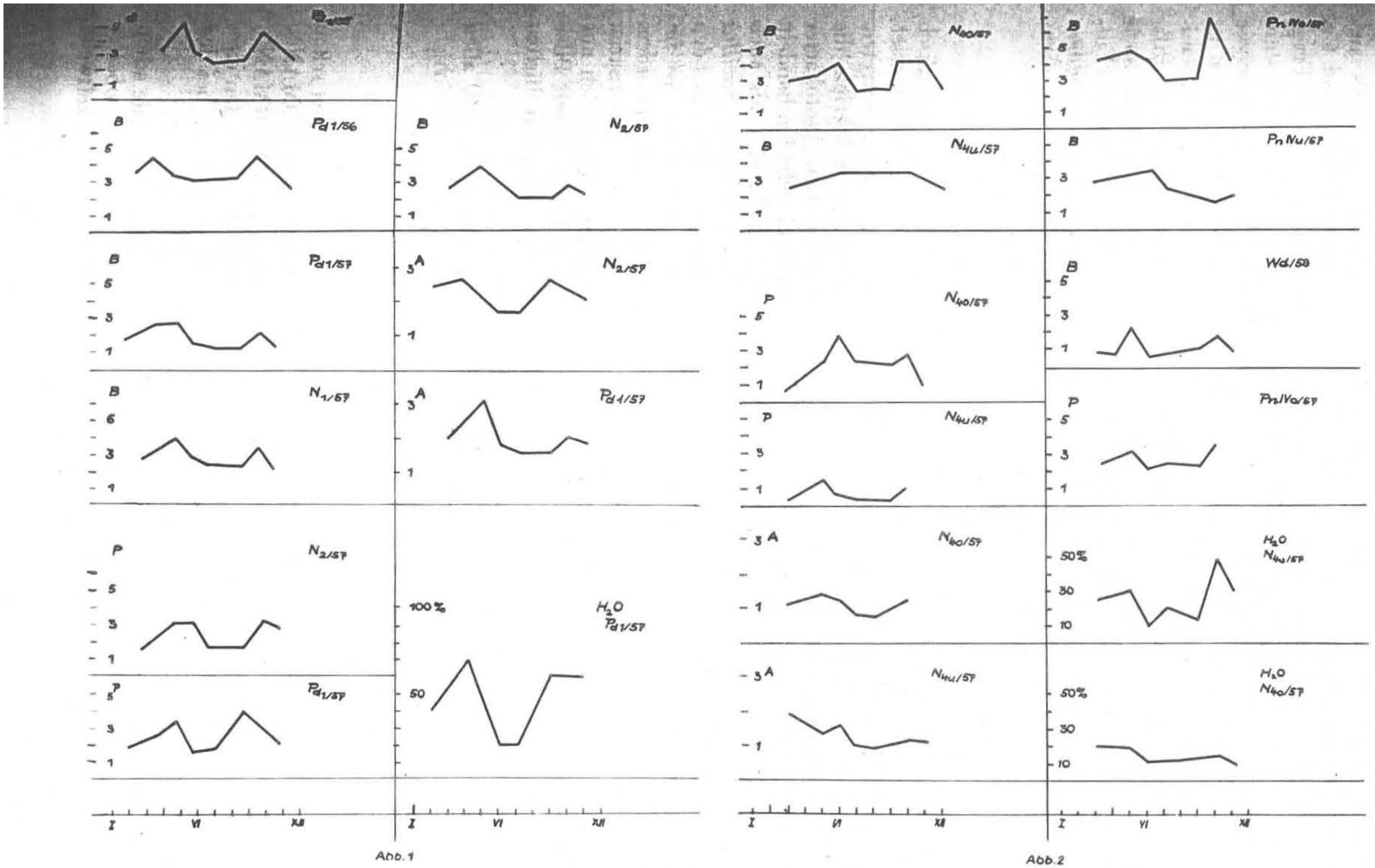
Eben so typisch wie die Artenzusammensetzung in der Podsolmikroflora, ist auch der Wechsel der jahreszeitlichen „Aspekte". Der Winteraspekt ist durch Massen von Penicillien mit Farbausscheidungen, besonders aber *Penicillium canescens,* gekennzeichnet. Im Herbst und auch im Frühjahr dominiert *Trichoderma koningii* und *Acaulium.* Der sommerliche Aspekt bietet eine gewisse Formenfülle von Pilzen, die sich jedoch schon im Mai zu entwickeln beginnt und in Jahren mit großer Trockenheit im Hochsommer bis auf einige Penicillien verschwindet. Das Auftreten nennenswerter Mengen von Alternaria, Cladosporium und ähnlicher Formen fällt auch in die sommerliche Zeit.

Semipodsol

Die Mikroflora und Mikrobiologie dieses Bodens gleicht im wesentlichen der des Podsols. Bakterien und Aktinomycetenflora sind für beide Typen praktisch gleich. Unter den Pilzen ist Mortierella um einige Arten ärmer geworden. Die Penicillien mit Farbstoffausscheidung treten nicht so stark in den Vordergrund wie im Podsol, dafür sind Stemphylium, Cladosporium und ähnliche Formen der *Fungi imperfecti* reichlicher vertreten. Die meisten der „Hochmoorpilze" (Penicillien der Monovert. grp., Cephalosporium, Mortierella u. a.) können auch aus dem Semipodsol isoliert werden. Die jahreszeitliche Veränderung der Mikroflora („Aspekte") entspricht ganz der des Podsols, das gleiche gilt auch für die Beeinflussung des Standortcharakters durch die Tätigkeit und die Ausscheidungsprodukte der Mikroben.

Pseudogley

Der Unterschied in der Artenzusammensetzung der Mikroflora dieses Bodens gegenüber den bereits geschilderten Typen ist in der Pilzflora ebenso groß wie in der Bakterienflora. Aus dem Pseudogley läßt sich vor allem als Vertreter der freilebenden Stickstoffbinder immer wieder Clostridium isolieren. Auch Nitrosomonas wird hin und wieder hier gefunden. Die Zellulosezersetzung wird zu



Standorts-signaturen und allgem. Erklärungen zu den Abb. 1—9 **siehe S. 69**

Abb. 1 und Abb. 2

Zu den Abb. 1—5: Kurven zur Änderung der Gesamtkeimzahlen im Jahresablauf.

B = Bakterien in Millionen à 1 gr Boden
P = Pilze in 10,000 à 1 gr Boden
A = Anaerobe Keime in 100,000 à 1 gr Boden
H_2O = aktueller Wassergehalt des Bodens in %

} Signatur links neben dem Kurvenbild

einem beträchtlichen Teil von Bakterien durchgeführt, die den Gattungen Cellvibrio und Cellulomonas angehören. Auch Buttersäurebildung, die im Podsol zu fehlen scheint, kann hier beobachtet werden. Die Aktinomycetenflora dürfte nach den eigenen orientierenden Untersuchungen artenmäßig ungefähr der oliogotrophen Braunerde entsprechen. Bei den Pilzen sollen auch für diesen Bodentyp keine „Charakterarten" im Sinne der Soziologie BRAUN-BLANQUETs aufgestellt werden, obwohl *Circinella tenella, Catenularia, Acrostalagmus* und *Cylindricum aeruginosum*, sowie eventuell auch *Penicillium melinii* dafür in Frage kämen. *Penicillium canescens, Penicillium chrysogenum, Penicillium turbatum* und *Acaulium alb. nigr.* haben neben einigen weiteren Arten diese Mycocoenose mit den vorigen Bodentypen gemeinsam. Von neu hinzugekommenen Pilzen ist Gliocladium bemerkenswert. Viele der „Hochmoorpilze", welche noch im Semipodsol zu finden waren, sind hier verschwunden. Der „Winteraspekt" der Pilzflora erinnert aber durch reichliches Auftreten von *Penicillium canescens* noch sehr an die Mycocoenose des Podsols. Der Sommeraspekt mit einer starken Entwicklung von Gliocladium weist schon in Richtung der pannonischen Bodenmikroflora. Die Mikrobenausscheidungen (Hemmstoffe usw.) wirken sich nicht so stark aus wie in den podsoligen Böden.

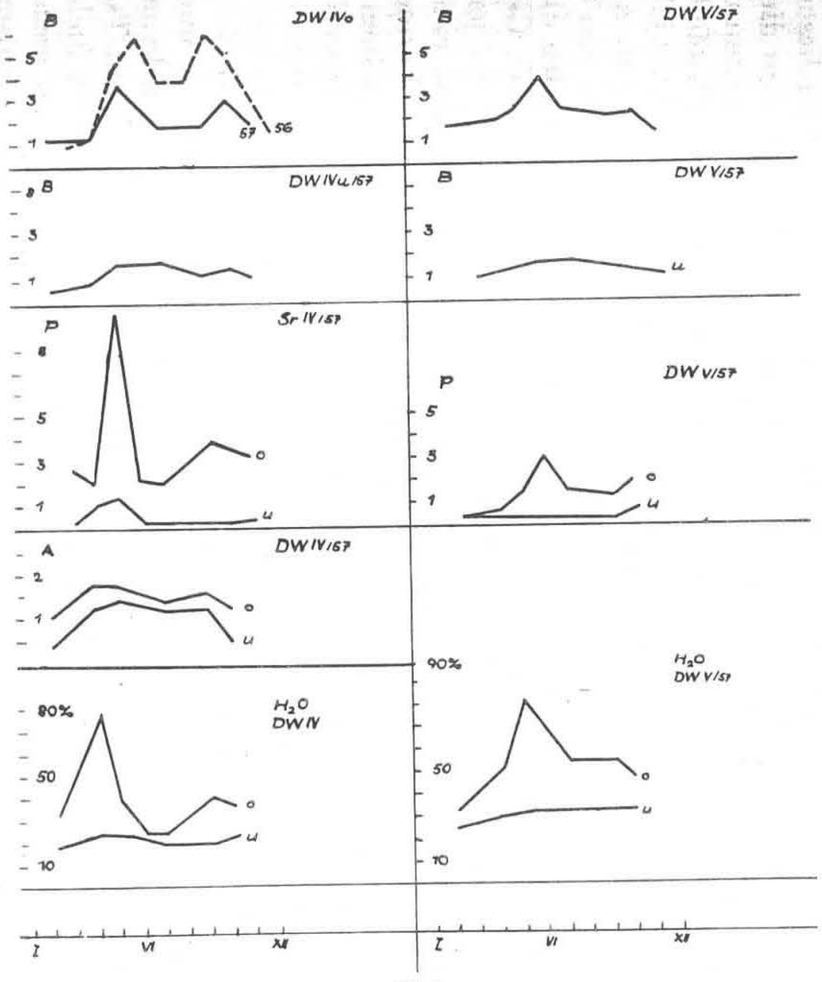
Gley

Eine Bakterienflora, die in ihrer Zusammensetzung für diesen Boden spezifisch wäre, haben die bisherigen Untersuchungen nicht ergeben. Die zellulosezersetzenden Bakterien sind durch mehrere Arten, auch etliche anaerobe, vertreten. Sie bewältigen den größten Teil des Zelluloseabbaues. Von den Bakterien, die freilebend Stickstoff binden, ist nur Clostridium gefunden worden. Azotobacter chroococcums fehlt in diesen Böden, soweit es sich nicht um Kulturböden handelt. Pektin zersetzende Organismen sind hier sowohl unter den Bakterien als auch unter den Pilzen zu finden. Es kommen nämlich *Bacillus mycoides, Bacillus mycoides* und Pseudomonas in größeren Mengen vor. Nitrosomonas kann aus den obersten Bodenschichten vereinzelt isoliert werden. Unter den Pilzen ist im Gegensatz zu den bisher besprochenen Bodentypen Mortierella selten geworden. Gliocladium fehlt meist, ebenso Cladosporium, Stemphylium und Alternaria. Die Zahl der „Hochmoorpilze" ist stark reduziert. Trichoderme findet sich nur in den obersten cm der Gleyböden. Hemmstoff- und Säurebildung durch Pilze findet nicht in dem Ausmaß statt wie in den podsoligen Böden, zum Teil dürften jene Substanzen auch durch Adsorption unwirksam werden.
Am deutlichsten hebt sich der Gley aber mikrobiologisch gesehen von allen anderen Böden durch die extrem anaeroben Verhältnisse in den unteren Schichten ab, wodurch das Fehlen einer Pilzflora erklärt ist.

Oligotrophe Braunerde

Böden, die diesem Typ entsprechen oder ihm sehr nahe stehen, wurden schon von KREHL, NIEFFER, NIETHAMMER, FEHER, BOKOR, GRUNDMANN, HOPF, JENSEN, KOSTIUK, KRZEMIENIEWSKAJA, LEMMERMANN, NIKLAS, SEIFERT und ORDIN untersucht. Die Vergleichbarkeit mit den eigenen Resultaten leidet aber durch eine ungenügende Profilbeschreibung bei den genannten Autoren.

Von den bisher besprochenen Bodentypen hebt sich jene der Braunerde schon dadurch ab, daß in ihr an einzelnen Standorten geringe Mengen von *Azotobacter chroococcum* isoliert werden können. Bemerkenswert ist außerdem das zeitweise



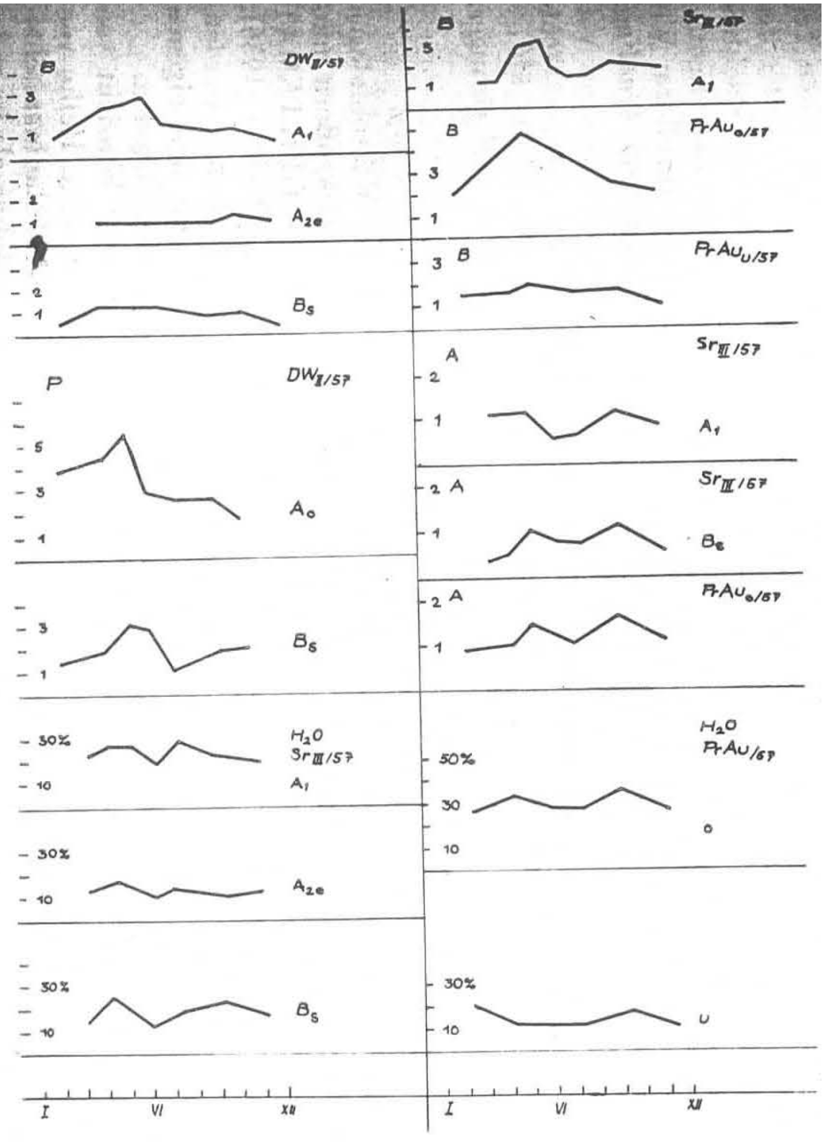


Abb. 3 und Abb. 4

massenhafte Auftreten von Buttersäureproduzenten (Clostridium). Clostridienarten, die noch nicht näher bestimmt wurden, sind auch an der Stickstoffbindung maßgeblich beteiligt. Die Zellulosezersetzung wird zu einem beträchtlichen Teil von Bakterien der Gattungen Cellvibrio und Cellulomonas bewältigt. Unter den Aktinomyceten sind solche mit intensiver Melaninbildung besonders reichlich vertreten. Sonst ist die Bakterienflora nicht sehr typisch. Die Pilze der oligotrophen Braunerde erinnern durch etliche Formen an die Podsolmikroflora. Wir finden hier auch die Vergesellschaftung von *Trichoderme koningii* und *Acaulium albo nigrescens* wieder. Sonst dominieren im Artenspektrum eine Anzahl von Penicillien. Ähnlich wie im Podsol sind auch hier unter den Pilzen eine beträchtliche Anzahl von Hemmstoff- und Säurebildnern. Ihr Einfluß auf die übrige Mikroflora und auf den Standort selbst ist aber in der Braunerde viel geringer.

Tschernosem

Mit diesem Bodentyp haben sich besonders mehrere russische Mikrobiologen intensiv beschäftigt. In bezug auf die artenmäßige Analyse der Mikroflora müssen die Arbeiten von CHUDJAKOW (1926), GROMYKO (1954), GUILLEMAT (1956), KOSTIUK (1930), KUBIENA (1931—35), MICHOUSTIN (1956), SAMTZEWITSCH (1955) und NIETHAMMER (1937) hervorgehoben werden. Die Feststellungen jener Forscher weichen nicht wesentlich von den eigenen Beobachtungen ab und sollen daher hier nicht weiter besprochen werden.

Bakterien und Aktinomyceten sind in diesem Boden in vieler Hinsicht von größerer Bedeutung als die Pilze. Typisch scheinen vor allem eine Reihe von Strahlenpilzen mit intensiver Farb- (auch gelb und blau) und Melaninausscheidung. Die Bakterienflora ist im Tschernosem ebenfalls artenreicher als in anderen Böden. Azotobacter und nitrifizierende Bakterien sind hier besonders reichlich vertreten. Den Hauptanteil an der Zellulosezersetzung haben die Bakterien. Trotzdem sind auch Pilze aus den Gattungen Stysanus, Chaetomium und Penicillium maßgeblich am Abbau zellulosehältiger Vegetationsrückstände beteiligt. Trichoderme, die ebenfalls Zellulose zersetzt, tritt nur im Frühjahr oder im Herbst bei entsprechendem Wassergehalt des Bodens (30%) auf. Auch an der Pektinzersetzung haben die Bakterien hier den Hauptanteil. Von den Pilzen ist in dieser Richtung Pullularia ziemlich aktiv, während die Mucorarten diesbezüglich in den Hintergrund treten (WIERINGA 1955, LAMBINA 1956). Genau so wie die Schizophyta hebt sich auch die Pilzflora der Schwarzerde von jener der bisher besprochenen Böden ab. Von den vorkommenden Arten sind eine Reihe für den Tschernosem selbst charakteristisch, eine Anzahl weiterer Formen aber für genügend kalkhältige und xerotherme Standorte im allgemeinen. *Cunninghamella elegans, Stysanus stemonites, Aspergillus candidus, Aspergillus flavus, Aspergillus ochraceus, Penicillium italicum, Penicillium corymbiferum, Penicillium terrestre, Penicillium biforme, Penicillium lilacanium, Spicaria violacea und Spicaria elegans* sind für den Tschernosem an sich spezifisch. Weitere Arten der Gattungen Chaetomium, Gliocladium, Spicaria, Aspergillus und Cunninghamella sind für xerotherme, kalkhältige Böden im allgemeinen kennzeichnend. Die für das Hochmoor oder den Podsol typischen Pilze fehlen im Tschernosem. Vor allem dominieren die Säurebildner unter den Pilzen nicht mehr so stark. Wo dennoch Säure gebildet wird, sind im Boden genug Basen vorhanden, um sie zu neutralisieren. Außerdem finden sich viele Arten von Organismen, welche die Säuren mehr oder minder restlos abbauen. Den von etlichen Pilzen gebildeten Hemmstoffen dürfte es ebenso ergehen, soweit sie unter den Bedingungen des pannonischen Klimas nicht ohnehin schon instabil sind.

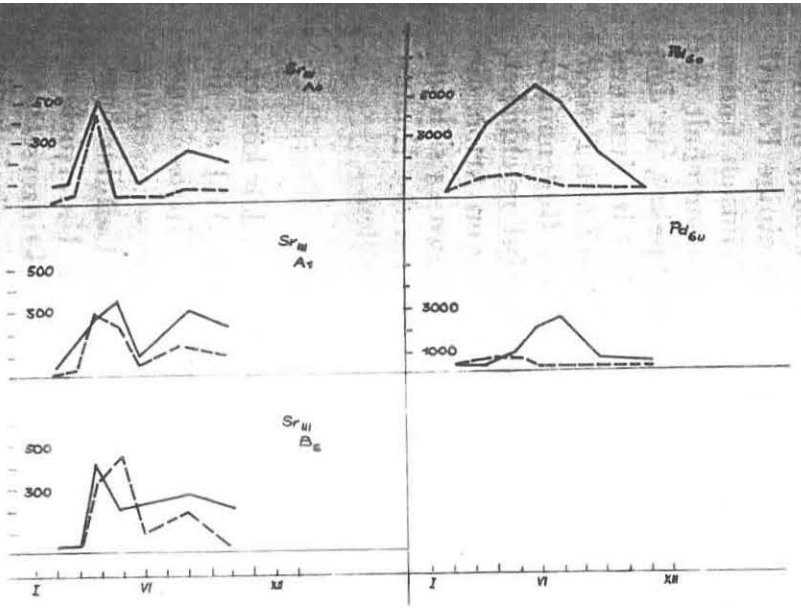


Abb. 7

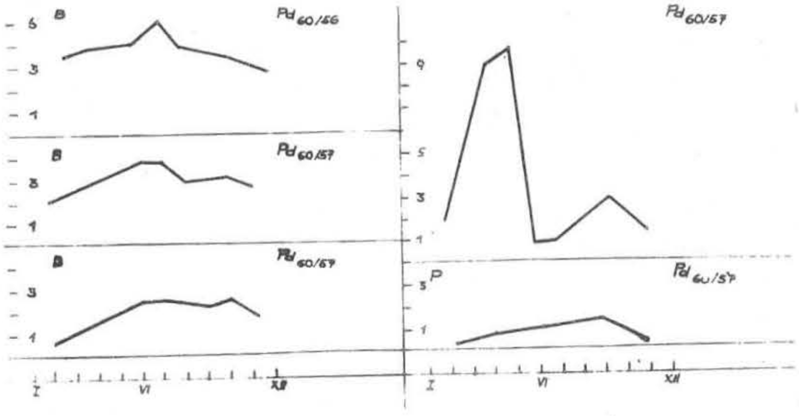


Abb. 5

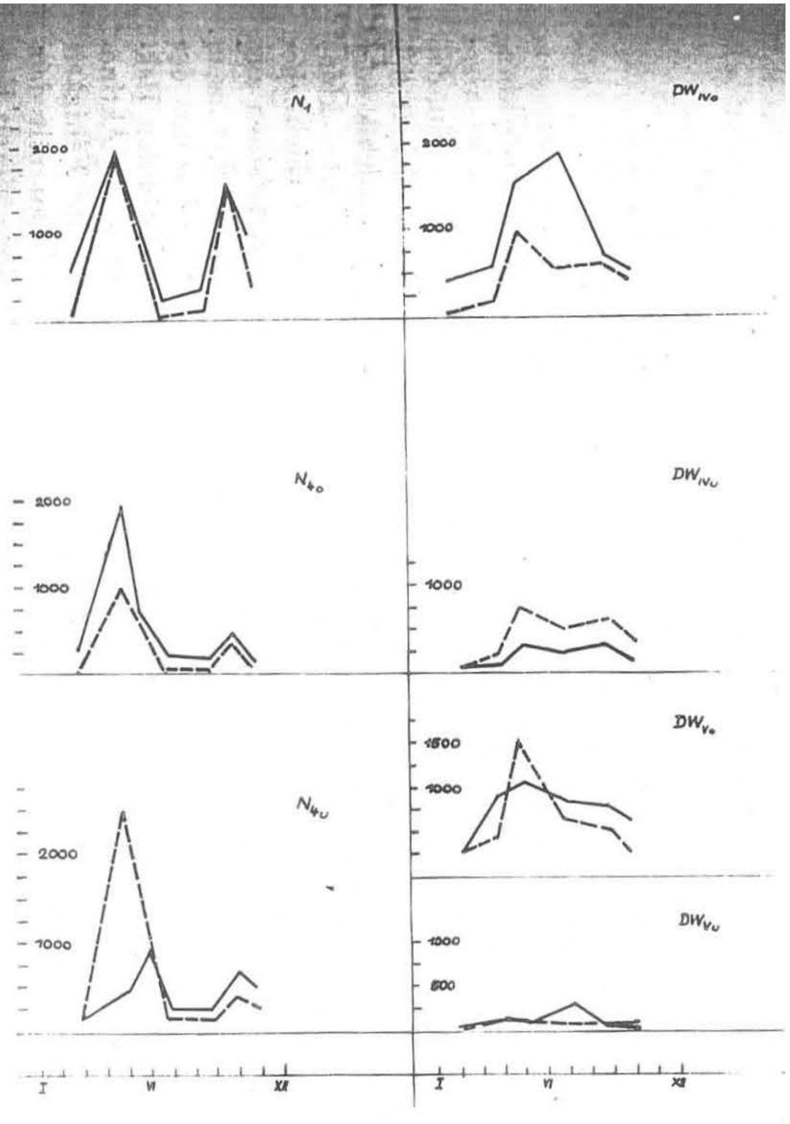


Abb. 6.

Abb. 5, Abb. 6 und Abb. 7

Zu den Abb. 6 und 7: Zellulosezersetzende Bakterien à 1 gr Boden

ausgezogene Linie = aerobe Zellulosezersetzer

strichlierte Linie = anaerobe Zellulosezersetzer

Das Bild der Mikroflora, besonders der Pilze, wechselt natürlich auch in der Schwarzerde. Besonders signifikant ist der Sommeraspekt mit verschiedenen Arten von Aspergillus und Gliocladium. Im Spätherbst formt Stysanus das Bild der Mycocoenose. Der Winteraspekt mit verschiedenen Penicillien ist nicht sehr charakteristisch.

Rendsinaböden des pannonischen Raumes

Mullrendsina und Mullartige Rendsina sind, soweit es sich um mehr oder weniger xerotherme Standorte handelt, in ihrer Mikroflora dem Tschernosem sehr ähnlich. Besonders schön sehen wir das durch die reichliche Entwicklung von *Azotobacter chroococcum.* Bei der Mullartigen Rendsina unter *Pinus nigra* kann allerdings der obere Teil des Humushorizonts so arm an Calcium sein, daß Azotobacter in diesen Schichten nicht mehr nachzuweisen ist. Es entwickelt sich aber an denselben Standorten tiefer unten, wo die Humusauflage von Kalk oder Dolomit durchsetzt ist. In der Protorendsina scheint die Azotobacter-Entwicklung durch extreme Austrocknung gehemmt zu werden. Mehr oder weniger reichliches Vorkommen von Nitrifikanten zeichnet alle hierher gehörenden Rendsinen aus. *Pseudomonas fluorescens* u. a. Arten der Gattung, welche sich im Tschernosem oft intensiv vermehren, scheinen unter diesen Böden tiefgründigere Formen der Mullrendsina zu bevorzugen. Der Artenreichtum der zellulosezersetzenden Bakterien ist nach den bisherigen Untersuchungen nicht sehr groß. Auch die Aktinomyceten sind mit weniger Arten vertreten als im Tschernosem, die Fähigkeit zur Melaninbildung haben viele von ihnen. Sehr große Ähnlichkeit mit dem Tschernosem zeigen die pannonischen Rendsinen in ihrer Pilzflora, deren Formen sowohl an der Zellulosezersetzung als auch an der Pektinzersetzung intensiv mitwirken. Chaetomium, Gliocladium, Stysanus, Aspergillus und einige Penicillien sind sehr aktive Zellulosezersetzer, die sich auch im Tschernosem finden. Etliche von diesen Formen sind noch bei einem aktuellen Wassergehalt des Bodens von 15% tätig, besonders Aspergillus. Der „Aspergillusaspekt“, an dem außer *A. candidus* noch andere Arten der Gattung beteiligt sind, ist im Juni und Juli für die Mikroflora der Standorte charakteristisch. Auch *Gliocladium, Penicillium lilacinum* und *Spicaria violacea* gehören zur sommerlichen Bodenmikroflora. Stysanus entwickelt sich wie im Tschernosem erst im Herbst reichlicher. Die winterliche Pilzflora zeigt uns neben Trichoderme eine Reihe von Arten, die aber nicht für die Mikroflora typisch sind. Unter *Pinus nigra,* sofern es sich um dichte Bestände handelt, können auch im Sommer in den oberen cm des Humushorizonts einzelne typische Arten der pannonischen Rendsinen fehlen.

Auböden

Obwohl diese Standorte keineswegs als xerotherm bezeichnet werden können, schließen sich die Auböden in der Artenzusammensetzung zum Teil an die Mikroflora der Tschernoseme an. Sowohl Azotobacter als auch Nitrosomonas sind im Braunen und im Grauen Auboden vorhanden. Die Zellulosezersetzung wird zum größten Teil durch Bakterien, meist aus der Gattung Cellulomonas, bewältigt. Sonst erscheint die Bakterienflora nach den bisherigen Untersuchungen nicht für die Auböden irgendwie spezifisch. Auch die Pektinzersetzung scheint zum großen Teil das Werk von Bakterien zu sein, es sind nämlich die Mucorineen in der Pilzflora nicht sehr stark vertreten. Typische Pilze, die auch im Tschernosem vorkommen, wie *Stysanua stemonites, Gliocladium penicillioides, Aspergillus flavus* und *Spiceria violacea* können sowohl aus Grauen als auch aus Braunen Auböden, je nach Jahreszeit, mehr oder weniger reichlich isoliert

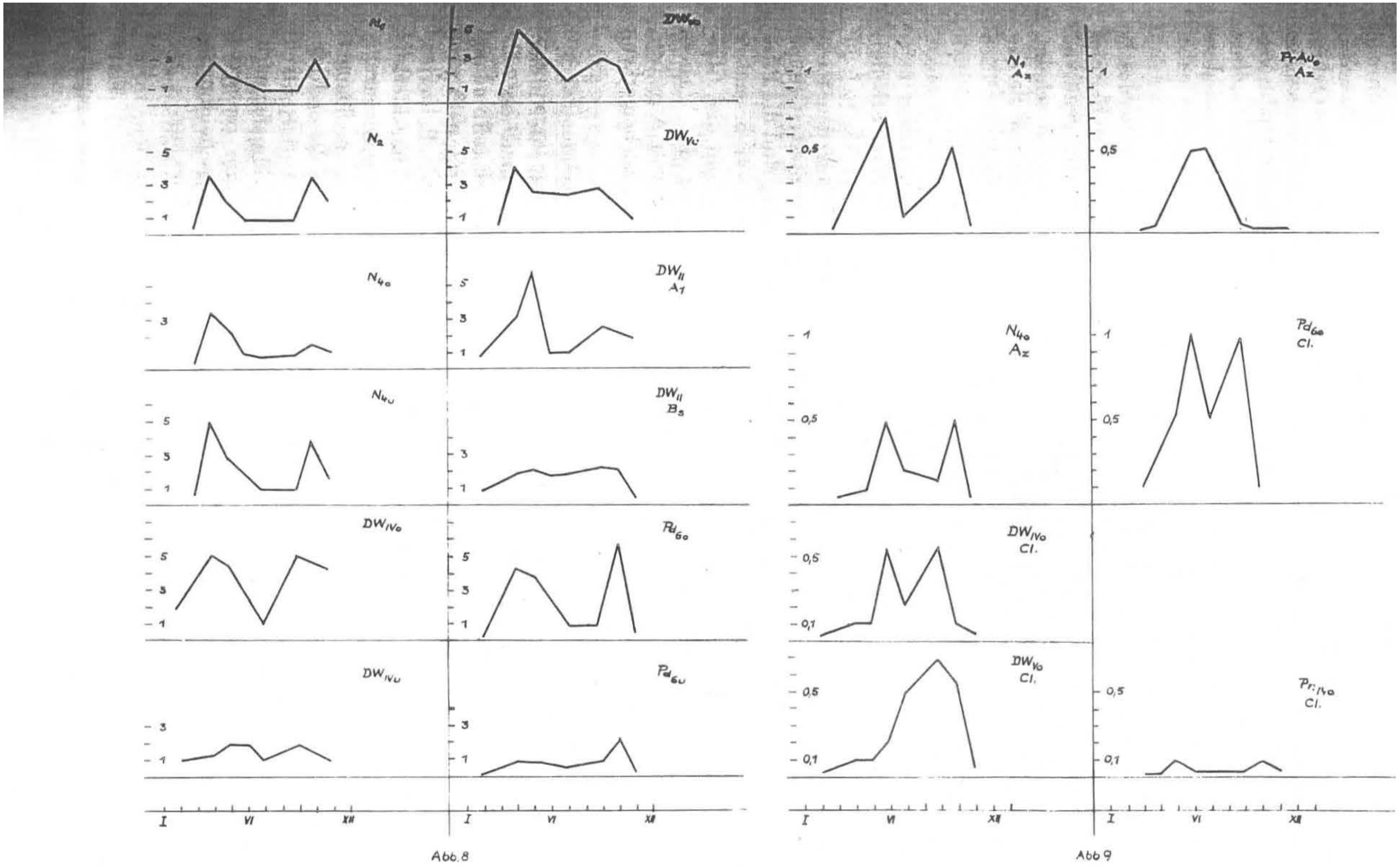


Abb. 8 und Abb. 9

Zur Abb. 8: Denitrifikanten in 100,000 pro gr Boden
Zur Abb. 9: Stickstoffbinder in Millionen à 1 gr Boden
Signatur Az = Azotobacter, Cl = Clostridium.

werden. *Trichoderme koningii* ist weniger häufig als im Podsol, aber stärker als im Tschernosem vertreten. Auch aus den Böden des humiden Klimagebietes finden sich Pilzformen, wie z. B. *Penicillium griseum, P. melinii, P. rubrum* und *P. chrysogenum.* Eine Beeinflussung der Standortsbedingungen durch Ausscheidungsprodukte der Mikroben haben die bisherigen Beobachtungen nicht ergeben. Jahreszeitlich bedingt, lösen sich auch in der Mikroflora dieser Böden verschiedene Aspekte ab. Das zeigen die Pilze besonders deutlich. Im Frühjahr vermehrt sich Trichoderme massenhaft. Im Sommer treten Aspergillus, Gliocladium und Spicaria deutlicher hervor. Der folgende Winteraspekt bringt verschiedene untypische Penicillien.

Paratschernosem

Der mikrobiologische Unterschied zwischen Tschernosem und Paratschernosem ist trotz einer Reihe von Gemeinsamkeiten beträchtlich. So ist zum Beispiel *Azotobacter chroococcum* in der Regel nur auf Kulturflächen, die genügend gekalkt sind, zu finden. Die Fixierung von atmosphärischem Stickstoff scheint, soweit es sich um freilebende Organismen handelt, über Clostridien vor sich zu gehen. Am Zelluloseabbau sind außer Cellulomonas auch eine Reihe von Pilzen beteiligt. Nitrosomonas konnte ebenso wie beim Tschernosem an den meisten der untersuchten Standorte isoliert werden, allerdings in geringeren Mengen. Deutlich zeigt sich der Unterschied Tschernosem-Paratschernosem schon nach den ersten orientierenden Untersuchungen in der Aktinomycenflora (s. Tabelle). Unter den Pilzen erinnert Cunninghamella, Aspergillus und Gliocladium sehr an die Pilzflora der Tschernoseme. Mucorineen sind hingegen aus den Paratschernosemen in größerer Zahl zu isolieren. Die meisten Formen dieser Gruppe bauen Hemizellulosen und Pektine ab. An der Zellulosenzersetzung sind die Pilze in diesem Boden stärker beteiligt als in der Schwarzerde, und zwar besonders Formen der Gattungen Cephalosporium, Scopulariopsis, Chaetomium und Gliocladium. Trichoderme hat in diesen Steppenböden nur zur Zeit des Wassermaximums einige Bedeutung. Eine ausschlaggebende Bedeutung von Ausscheidungsprodukten der Mikroben ist auch in diesem Bodentyp nicht zu bemerken, obwohl zahlreiche Pilze in der Lage sind, Hemmstoffe zu bilden.

Xeroranker

Die Mikroflora dieses Bodentyps unterscheidet sich wohl von jener der bisher besprochenen Böden des pannonischen Raumes. Das zeigt sich schon am vollständigen Fehlen von Azotobacter und Nitrosomonas. Eine Stickstoffbindung durch Clostridien konnte bisher nicht mit genügender Sicherheit festgestellt werden. Die Zellulosezersetzung wird zu einem beträchtlichen Teil von Bakterien, Cellvibrio und Cellulomonas, bewältigt. Die Isolierung wirklich charakteristischer Bakterien steht noch aus. Von den Pilzen, die an der Zellulosezersetzung beteiligt sind, spielt Trichoderme nur im Winter eine große Rolle, im Sommer sind Chaetomium, Gliocladium und eine Reihe anderer Formen in dieser Richtung weit aktiver. Der Sommerliche Aspekt ist außerdem durch Auftreten von Aspergillus gekennzeichnet. Zur Zeit größerer Feuchtigkeit entwickeln sich auch Pilze der Podsol-Biocoenose, wie *Penicillium griseum, Penicillium canescens* und *Trichoderme glauca.* Die ökologisch wirksamen Mikrobenausscheidungen, wie Säuren und Hemmstoffe, kommen auch hier nicht voll zur Wirkung.

Terra fusca

Bisher war es nicht möglich, Mikroorganismen zu finden, die nur für die Terra fusca charakteristisch sind. In bezug auf die artenmäßige Zusammensetzung der Mikroflora scheint dieser Bodentyp zwischen oligotropher Braunerde, Pseudo-

gley und Tschernosem zu stehen. Es konnte nämlich oft Azotobacter aus diesem Boden isoliert werden. Auch Nitrosomonas ist zumindest in den obersten cm der Terra fusca anzutreffen. Die Fixierung des atmosphärischen Stickstoffs wird zum größten Teil von Clostridien durchgeführt. Am Zelluloseabbau sind die Bakterien weit stärker beteiligt als die Pilze. Bei den Pilzen zeigt sich die mikrobiologische Stellung der Terra fusca zwischen den zuvor genannten Bodentypen. So kommen in der Terra fusca zahlreiche Pilzformen leicht saurer Böden vor, wie *Trichoderme, Zygorrhynchus, Scopulariopsis, Alternaria, Penicillium Thomii* und *Penicillium melinii*, aber auch Formen aus dem Tschernosem oder der Rendsina finden sich, wie *Gliocladium, Penicillium italicum* und *Penicillium citrinum*. Dieses Zusammentreffen von Formen aus ökologisch ganz verschiedenen Standorten läßt kaum die Hoffnung aufkommen, Mikrobensynusien zu finden, die für diesen Standort spezifisch sind.

Solontschak

Die hohen pH-Werte wirken sich auch auf die Gestaltung der Mikroflora aus. Bemerkenswert sind einzelne Isolierungen von Azotobacter, die auch durch die Befunde WENZELs (1934) bestätigt werden. Was von der übrigen Mikroflora isoliert werden konnte, ist, soweit es sich um Bakterien handelt, wenig charakteristisch. Einige Pilze sind außerdem nur aus Einzelfunden bekannt. Neben den Bakterien sind nur *Cladosporium lignicola* und *Penicillium lilacinum* am Abbau von Vegetationsrückständen beteiligt. Die Frage eines Einflusses der Mikroflora auf die ökologischen Bedingungen des Standortes ist für diesen Boden noch ebenso offen wie die Frage des Stickstoffkreislaufes.

Zusammenfassung

1. Es wurde der Versuch unternommen, die Bodentypen oder Bodentypengruppen mikrobiologisch zu charakterisieren. Dabei stellte sich heraus, daß zur mikrobiologischen Charakterisierung von Böden Einzelproben nicht genügen. Es müssen die Untersuchungen bei wiederholten Probenentnahmen in mehr oder weniger regelmäßigen Abständen mindestens ein Jahr lang durchgeführt werden. Die zahlenmäßigen Ergebnisse solcher „Jahreszyklen", in Kurvenform aufgetragen, ergeben ganz charakteristische Bilder.

2. Auf Grund der Eigenheiten im jahreszyklischen Massenwechsel der Mikroben wurden die Bodentypen zu mikrobiologisch-ökologischen Gruppen zusammengefaßt. Bei einem Teil der Bodentypen zeigte sich deutlich, daß der Wasserhaushalt eine ausschlaggebende Rolle für die Massenentwicklung im Ablauf des Jahres spielt.

3. Die Organismen der physiologischen Gruppen weichen in ihrer Massenentwicklung von jener der Gesamtkeimzahl ab. Diese Abweichungen können aber, wie in der Arbeit gezeigt wurde, weitere mikrobiologische Charakteristika für die Bodentypen und Bodengruppen ergeben.

4. Bei der Betrachtung der qualitativen Zusammensetzung der Mikroflora der Böden tritt die Bedeutung chemischer Standortseigenschaften mindestens ebenso stark hervor wie der Einfluß der Eigenheiten des Wasserhaushalts.

Es stellte sich heraus, daß gewisse Artenbestände der Mikroben für bestimmte Bodentypen charakteristisch sind. Soziologisch würden jene Gruppen von Organismen ungefähr den Synusien entsprechen. Gleichfalls kennzeichnend für Bodentypen oder Bodentypengruppen ist ein spezifischer Wechsel jahreszeitlich bedingter „Aspekte" in der Mikroflora.

Außerdem wurde auch bei der Besprechung der einzelnen Bodentypen festgestellt, welchen Einfluß jeweils die Tätigkeit der Mikrophyten auf die Standortsbedingungen haben kann. Erst durch diese Feststellungen gewinnt die qualitative mikrobiologische Analyse der Böden praktische Bedeutung.

Schlüssel zur Artenliste der isolierten Bakterien

+ = Art wurde isoliert

Die Zahlen über den einzelnen Spalten bedeuten:
1. Hochmoor, 2. Brauner Auboden, 3. Solontschak, 4. Gley, 5. Ranker, 6. Mullartige Rendsina, 7. Mullrendsina, 8. Tschernosem, 9. Paratschernosem, 10. Terra fusca, 11. Lößbraunerde, 12. Oligotrophe Braunerde, 13. Pseudogley, 14. Semipodsol, 15. Podsol.

Die Buchstaben in der letzten Spalte sind Symbole für die physiologischen Leistungen. Sie haben folgende Bedeutung:
E = Eiweißzersetzung, Z = Zellulosezersetzung, P = Pektinabbau, D = Denitrifikation, BN = Stickstoffbindung, N oxyd = Nitrifikation.

Schlüssel zur Artenliste der isolierten Pilze

+ = Art wurde isoliert

Die Zahlen über den einzelnen Spalten bedeuten:
1. Hochmoor, 2. Brauner Auboden, 3. Solontschak, 4. Gley, 5. Ranker, 6. Mullartige Rendsina, 7. Mullrendsina, 8. Tschernosem, 9. Paratschernosem, 10. Terra fusca, 11. Oligotrophe Braunerde, 12. Pseudogley, 13. Semipodsol, 14. Podsol.

Die Buchstaben in der letzten Spalte bedeuten:
Z = Zellulosezersetzung, H = Abbau von Hemizellulosen, P = Abbau von Pektin, N = Freilegung von NH_3 aus organischen Verbindungen, U = Abbau von Harnstoff als C-Quelle, A = Hemmstoffbildung (x = Fußnote mit genauerer Angabe über die Art der Hemmstoffe), S = Säureausscheidung, M = Bildung melanoider Substanzen, F = Bildung bzw. Ausscheidung von Farbstoffen; die Kleinbuchstaben am F geben die Farbe an: r = rot, g = grün, j = gelb, b = blau, v = violett, m = braun.

Artenlisten der isolierten Bakterien

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	5	
Bacillus mycoides Flg.	—	+	—	+	—	—	+	+?	+	+	+	+	+	+	+	E
Bacillus vulgaris Flg.	+	+	+	+	—	—	+	+	+	+	+	+	+	+	+	E
Bacillus mesentericus Flg.	—	—	—	+	—	—	+	—	—	+	+	—	+	+	+	EP
Bacillus megaterium de Bur.	—	—	—	—	—	—	—	+	+	—	+	+	+	+	+	EP
Bacillus subtilis Cohn	—	+	—	+	—	—	—	+	+	—	+	+	+	+	+	EP
Serratia marescens Biz.	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	+	+	+	E
Pseudomonas fluorescens Mig.	—	+	—	+	—	—	+	+	+	+	+	+	+	+	+	E
Acotobacter chroococcum Win.	—	+	+	—	—	+	+	+	+	+	+	—	—	—	—	BN
Acotobacter agile c.f. Win.	—	+	—	—	—	—	—	+	+	+	—	+	+	—	—	BN
Bacillus amylobacter Win.	—	+	—	+	—	—	+	+	+	+	+	+	+	—	—	BN
Nitrosomonas europaea Win.	—	+	—	+	—	—	+	+	+	+	+	—	+	—	—	}
Nitrobacter agilis Nels.	—	—	—	—	—	—	+	+	—	—	+	—	—	—	—	} Noxyo-lat.
Nitrobacter winogradskyi Winsl.	—	+	—	—	—	—	+	+	—	—	+	—	—	—	—	}
Cellulomonas minuscula Berg	—	+	—	—	—	—	—	+	+	+	+	+	—	+	+	Z
Cellulomonas aurogena Berg	—	—	—	+	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	Z
Cellulomonas albida Mc Beth	—	—	—	+	+	—	—	—	+	—	—	—	—	+	+	Z
Cellulomonas biazotea Berg	—	—	—	+	+	—	—	+	+	—	+	+	+	+	+	Z
Cellvibrio vulgaris Stapp	+	—	—	—	—	+	+	+	—	+	—	+	—	—	—	Z
Cellvibrio fulvus Stapp	±	—	—	—	—	—	+	—	—	+	—	+	+	—	—	Z
Cellvibrio ochraceus Win.	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	Z
Cellvibrio flavescens Win.	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	Z
Cellulomonas cellasea Berg	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	—	+	+	+	+	Z
Cellulomonas gelida Berg	—	—	—	+	—	—	—	—	—	+	—	—	—	+	+	Z
Cellulomonas gilva Berg	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	Z
Cellulomonas iugis Berg	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	Z
Cellulomonas uda Berg	—	+	—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	—	—	—	Z
Cellulomonas rossica Mc Beth	—	—	—	—	+	—	—	—	—	+	—	—	+	—	+	Z

Bakterien II

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	5
Micrococcus candicans Flg.	+	—	—	—	+	—	—	—	+	+	+	+	+	+	+
Micrococcus candidus Flg.	—	+	+	—	—	+	+	—	—	—	—	—	—	—	—
Micrococcus aurantiacus Cohn	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+
Micrococcus parcitreus Cohn	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	—	—	—
Micrococcus perflavus Cohn	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	—	—	—
Micrococcus luteus Cohn	—	+	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—
Micrococcus varians Mig.	—	+	+	+	—	+	+	+	—	—	—	—	—	—	—
Achromatium Hartlebii Schew.	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	+	‡	+	+
Bacillus Freudenreichii Guillb.	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	+
Bacillus prausnitzii Berg	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Bacillus vulgatus Flg.	—	—	+	+	+	+	+	+	+	+	+	—	+	+	+
Bacillus silvaticus Feh.	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—
Bacillus sphaericus Neide	—	+	—	—	—	—	—	+	+	—	—	+	+	—	—
Bacillus terres Feh.	—	—	—	—	+	—	—	+	—	—	—	—	—	+	+
Bacillus ellenbachensis —	—	—	+	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—
Bacillus flexus —	—	—	+	—	—	—	—	+	+	—	—	—	—	+	+
Bacillus terminalis Mig.	+	—	—	+	+	—	+	—	—	+	—	—	—	+	+
Bacillus cohaerens Flg.	—	—	+	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Bacterium lentulum —	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—
Bacillus cereus Frankl.	—	—	—	+	—	—	—	—	—	+	+	+	+	+	+
Bacterium erythrogleum Breed	—	+	—	—	—	+	+	+	—	+	+	—	—	—	—

Artenliste über das Vorkommen von Streptomyces in verschiedenen Böden, nach orientierenden Untersuchungen

Streptomyces	1	2	3	4	5	6	7	8
albus	—	—	—	—	+	—	+	+
coelicolor	—	—	+	+	—	—	—	—
Cyaneus	—	—	—	+	—	—	—	—
violaceus	—	—	—	+	—	—	—	+
xanthophaeus	— —	+	—	—	—	—	—	—
alboflavus	—	+	—	—	+	—	+	+
olivochromogenes	—	—	+	—	—	+	+	—
diastatochromogenes	—	—	—	—	+	—	—	—
flavochromogenes	—	—	—	+	—	—	—	—
erythrochromogenes	—	—	—	+	—	—	—	—
viridochromogenes	—	—	—	—	—	—	—	+
phaeochromogenes	—	—	+	—	+	+	+	+
citreus	—	—	—	—	+	—	—	—
chrysomallus	—	+	—	—	—	+	—	—
griseus	—	—	+	—	—	—	+	+
exfoliatus	—	—	—	—	+	—	—	—
rutgerensis	—	—	—	—	—	—	+	+
acidophilus	—	—	—	—	—	—	+	+
flavogriseus	—	—	—	—	—	—	+	—
longispororuber	—	—	+	—	—	—	—	—
roseoflavus	—	—	—	+	—	—	—	—

1 = Hochmoor, 2 = Gley, 3 = Mullartige Rendsina, 4 = Tschernosem, 5 = Paratschernosem, 6 = Oligotrophe Braunerde, 7 = Semipodsol, 8 = Podsol.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	
Absidia spinosa Lend.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	+	P,N,U
Rhizopus nigricans Ehrbg.	–	–	–	–	–	+	+	+	–	–	–	–	–	+	H,P,N
Phycomyces nitens Agardh	–	–	–	–	–	–	+	+	–	–	–	–	–	–	P,N
Circinella tenella Zycha	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	H,N
Mucor globosus Fisch.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	P,
Mucor sphaerosporus Mag.	–	–	–	–	–	+	–	–	+	–	+	+	–	–	H,P,N
Mucor ramannianus Möll.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	+	+	–	+	H,P,N
Mucor racemosus Fres.	–	–	+	+	–	+	+	+	–	+	–	–	–	+	H,P,N,x_1
Mucor fragilis Bain.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	P,N,U
Mucor subtilissimus Ond.	–	+	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	–	+	H P N S
Mucor luteus Lin.	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	H P Fj
Mucor hiemalis Wehm.	+	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	+	+	+	H P N U
Mucor silvaticus Hag.	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	+	+	+	+	H P N U
Mucor varians Pov.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	P
Mucor spinosus Tiegh.	–	+	–	–	–	+	–	+	–	–	–	–	–	–	P N U
Mucor corticolus Hag.	–	–	–	–	+	–	–	+	–	–	–	–	–	–	P N
Mucor piriformis Fischer	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	–	–	H N
Mucor flavus Bain	–	–	–	+	–	+	+	+	–	+	–	+	–	‡	H P
Mucor attenuatus Lin.	–	–	–	–	–	+	–	+	+	–	–	–	–	–	H
Mucor rufescens Fischer	‡	–	–	+	–	–	–	+	+	–	–	–	+	–	H
Zygorrhynchus Moelleri Vuill.	+	–	–	+	+	–	+	+	+	+	+	+	+	+	H P N M
Zygorrhynchus Vuilleminii Nam.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	+	H P M
Mortierella pusilla Ond.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	+	+	H N S
Mortierella minutissima Tiegh.	–	+	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	
Mortierella isabellina Zycha	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	
Mortierella spinosa Lin.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	
Mortierella nigra Tiegh.	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	–	–	
Mortierella Marburgensis Lin.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	‡	
Mortierella alpina Peyr.	+	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	–	
Mortierella sp. sp.	‡	–	–	+	+	–	+	–	+	–	+	+	+	–	
Cunninghamella elegans Lend.	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	H P U
Cunninghamella echinulata Thax.	–	–	–	–	+	+	–	–	+	–	–	–	–	–	H

x_1 = Alkohol.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	
Chaetomium spirale Zopf	–	–	–	–	+	+	–	–	+	–	–	–	–	–	Z A S M x_2
Chaetomium chartratum Lind.	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	Z S M
Chaetomium sp. 2	–	+	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	Z M
Chaetomium sp. 3	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	Z M
Chaetomium sp. 4	–	–	–	–	+	–	–	–	+	–	–	–	–	–	Z M
Chaetomium sp. 5	–	–	–	–	–	+	+	+	–	–	–	–	–	–	Z M
Chaetomella horrida Oud.	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	Z
Neonectria sp.	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	
Humaria sp.	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	Z M
Mela nospora sp.	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	M
Sporormia cf. intermedia Auersw.	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	Z M
Ceratostomella adiposa Sart.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	Z M
Geotrichum roseum Link.	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	Z
Geotrichum candidum Link.	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	–	S M x_3
Monilia sitophila Sacc.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	Z U x_3
Monilia brunnea Gilm. a. Abb.	–	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	Z
Cephalosporium curticeps Sacc.	–	+	–	–	+	+	–	+	+	–	–	–	–	–	Z P N U x_3
Cephalosporium acremonium Cord.	+	–	–	–	–	+	+	–	–	+	‡	+	+	+	Z P N U
Cephalosporium asperum March.	–	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	–	–	+	Z P N S
Cephalosporium humicola Oud.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	+	+	–	–	Z
Cephalosporium coremoides Rail.	–	–	–	–	–	–	–		–	–	–	–	–	+	Z
Cephalosporium sp. 1	–	–	–	–	–	+	–	–	–	–	+	–	–	–	Z P N

x_2 = Chaetomin,
x_3 = Tanninabbau.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	
Trichoderme Koningii Oud. (*= Tr. viride*)	−	±	−	−	±	+	+	+	+	±	+	+	+	+	ZHPNUAFg x_4
Trichoderme lignorum Marz	−	−	−	−	−	+	+	−	−	−	+	−	+	+	ZHPNAFg x_4
Trichoderme glauca Abb.	−	−	−	+	+	−	−	−	−	−	−	−	−	+	Z P A
Trichoderme glauca form. flava	−	−	−	+	−	−	−	+	−	+	−	−	+	−	Z P
Trichoderme sp. 1	−	+	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	Z P A
Hyalopus ater Cord.	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	−	−	−	
Hyalopus griseus Lind.	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	−	
Scopulariopsis brevicaulis Bain.	−	−	−	−	−	+	+	−	−	+	−	+	−	−	Z P U M x_5
Scopulariopsis rosacea Szilv.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	Z
Scopulariopsis nigra Scopp.	−	−	−	−	−	−	−	−	+	+	−	−	−	+	Z
Scopularopsis sp. 1	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	+	
Gliocladium penicillioides Corda	−	−	−	−	+	+	+	+	±	+	−	+	−	−	Z A x_6
Gliocladium griseum	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	Z
Gliocladium roseum Thom.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	Z A
Gliocladium deliquesecens Sopp.	−	−	−	−	+	+	+	−	+	+	−	−	−	−	Z A x_6
Gliocladium sp. 2	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	−	−	−	−	Z
Acaulium albo-nigrescens Bain.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	+	−	+	Z P N A
Botrytis cinerea Pers.	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	+	Z P N S
Botrytis bassiana Bals.	−	−	−	−	−	−	+	+	−	−	−	−	−	−	Z P
Botrytis sp. 1	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	Z P
Botrytis sp. 2	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	P
Sepedonium chrysospermum Fries	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	Z P M
Verticillium terrestre Lind.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	Z
Verticillium chlamydosporum God.	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	−	Z
Acrostalagmus albus Preuss.	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	−	Z P
Acrostalagmus cinnabarinus Corda	−	−	−	+	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	Z P U A S x_7
Catenularia atrata	−	−	−	+	−	−	−	+	−	−	−	+	−	+	
Acladium conspersum	−	−	−	−	−	+	+	−	−	−	−	−	−	−	

x_4 = Viridin + Gliotoxin x_6 = Gliotoxin
x_5 = Tanninabbau x_7 = Aspergillin

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	
Spicaria alba Oud.	−	−	−	+	−	+	−	−	−	−	−	−	−	−	Z
Spicaria elegans Corda	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	Z
Nematogonum humicola	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	Z
Mycogone nigra Jen.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	Z
Pullularia pullulans Berkh.	−	+	−	−	+	+	−	+	−	−	−	−	−	−	H P M
Hormiscium stilbosporum Sacc.	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	Z
Torula lucifuga Oud.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	S M
Torula pulcherrima Sacc.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	+	S M
Torula allii Sacc.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	(S) M
Torula sp.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	
Dicoccum asperum Corda	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	Z M
Cladosporium epiphyllum Pers.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	Z P (S)
Cladosporium herbarum Link	+	−	−	−	+	−	−	+	−	−	−	+	+	+	Z P S
Cladosporium lignicolum Cord	−	−	+	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	Z P
Stemphylium botryosum Wallr.	−	−	−	−	−	+	−	−	−	+	−	−	+	−	Z
Stemphylium macrosporoideum Sacc.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	Z
Stemphylium piriforme Bon.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	Z P
Alternaria humicola Oud.	−	−	−	−	−	−	+	−	−	+	−	−	+	+	H P N
Alternaria tenuis Nees.	−	−	−	−	+	−	+	−	−	+	−	−	−	−	P N
Alternaria tenuissima Need ∓	+	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	H P N U
Septosporium sp. 1	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	
Stysanus stemonites Corda	−	−	+	−	−	+	+	+	−	−	−	−	−	−	Z
Fusarium dimerum Woll.	−	−	−	−	−	+	+	−	−	−	−	−	−	−	Z P
Fusarium solani Woll.	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	+	−	−	−	Z P
Fusarium gramineum Woll.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	Z P
Fusarium sp. sp.	−	−	−	−	−	−	−	+	+	−	+	−	+	+	?
Isaria sp.	−	+	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	Z
Sporotrichum sp.	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	−	−	−	−	Z H
Torulopsis sp.	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	?
Cylindricum aeruginosum	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	−	+	−	−	Z P

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	
Penicillium thomii Maire	—	—	—	+	—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	
Penicillium turbatum West.	—	+	—	—	+	—	+	+	+	+	—	+	+	+	A S M x_{12}
Penicillium frequentans West.	—	+	—	+	—	+	+	—	—	+	—	+	+	+	Z A S M x_{13}
Penicillium lividum West.	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	Z A S x_{14}
Penicillium decumbens Thom	+	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	Z S
Penicillium fellutanum Biouv.	—	+	—	+	+	—	+	+	—	+	+	+	+	—	S M
Penicillium albo roseum Niet	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	S
Penicillium roseo purpureum Dierckx	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	S
Penicillium restrictum Gil.	+	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	+	+	A S
Penicillium terlikowskyi Zal.	—	—	—	—	—	—	—	+—	—	—	—	—	—	—	Fg
Penicillium waksmani Zal.	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	
Penicillium griseum Thom (Niet)	+	+	—	—	+	+	+	—	+	+	+	+	+	+	S, x_{15}
Penicillium italicum Webm.	—	—	—	—	—	+	+	—	—	+	—	—	—	—	Z P S
Penicillium cyclopium West.	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	S
Penicillium puberulum Bain.	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	A,S,M, x_{16}
Penicillium expansum Thom	—	—	+	—	—	—	+	+	—	—	—	—	+	—	Z A S x_{17}
Penicillium corymbiforum	—	—	—	+	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	
Penicillium granulatum Bain.	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	
Penicillium claviforme Bain.	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	Z A S x_{18}
Penicillium clavigerum	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	Z
Penicillium canescens Sopp	—	—	—	+	+	—	—	—	—	+	—	+	+	+	A S Fr
Penicillium nigricans Bain.	—	—	—	—	+	+	+	—	—	+	+	—	—	—	A x_{19}
Penicillium albidum Link	—	—	—	—	—	—	+	—	—	+	+	—	+	+	
Penicillium affine Bain.	—	—	—	—	—	—	—	+	—	+	—	—	—	—	Z S
Penicillium echinatum	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	S
Penicillium melinii Thom	—	+	—	+	—	—	—	—	—	+	—	+	—	—	A S M Fm x_{20}
Penicillium corylophilum Dier.	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	
Penicillium citrinum Thom	—	—	—	—	—	+	+	+	+	+	—	—	—	—	Z A x_{21}
Penicillium steckii Zal.	—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	—	—	—	—	Fj
Penicillium chrysogenum Thom	—	+	—	+	+	—	—	—	—	—	+	+	+	+	Z A S x_{22}
Penicillium oxalicum Thom	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	S
Penicillium attramentosum Thom	—	—	—	—	—	—	—	—	+	+	+	—	—	+	S

Hemmstoffe:

x_{12} = Aspergillin
x_{13} = Frequentin
x_{14} = Citrinin
x_{15} = Penicillinsäure
x_{16} = Puberulin
x_{17} = Patulin
x_{18} = Patulin
x_{19} = Griseofulvin
x_{20} = Patulin
x_{21} = Citrinin
x_{22} = Penicillin

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	
Penicillium biforme Thom	—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	—	—	—	—	Z
Penicillium commune Thom	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	Z S
Penicillium terrestre Jens	—	—	—	—	—	+	+	—	—	—	—	—	—	—	Z
Penicillium asperum	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	
Penicillium pallidum Smith	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	
Penicillium pulvillorum Turf	—	—	—	—	—	—	—	+	+—	—	—	—	—	—	
Penicillium putterilii	—	—	+	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	
Penicillium raistrickii Thom	—	—	—	+	—	—	+	—	—	—	—	—	—	+	
Penicillium lilacinum Thom	—	—	+	—	—	+	+	+	—	—	—	—	—	—	Z x_{23}
Spicaria violacea Abb.	—	+	—	—	+	+	+	+	—	—	—	—	—	—	Z
Penicillium humuli Beym.	—	—	—	—	—	+	—	+	—	—	—	—	—	+	P
Penicillium stipitatum	—	—	+	+	—	—	—	+	—	+	—	—	—	—	
Penicillium wortmanii Kloeck.	—	—	—	+	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	
Penicillium helicum Rap.	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	+	—
Penicillium luteum Zuk.	±	+	—	+	—	—	—	+	+	±	+	+	+	+	Z A S
Penicillium cyaneum Nieth.	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	S
Penicillium purpurogenum Stoll	+	—	—	+	+—	+	+	+	— —	+	—	+	—	+	Z,S,Fr
Penicillium purpurescens Stoll	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	Fr
Penicillium rubrum Stoll	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	Fr
Penicillium albicans Bain	—	—	—	—	+	+	+	+	—	+	—	+	+	—	S
Penicillium glauco ferrugin.	—	+	—	+	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	1	2	3	4	
Penicillium cinerascens (fellut)	—	—	—	+	+	—	—	—	+	+	+	+	—	—	S,M
Penicillium lanoso coeruleum	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	S
Aspergillus	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	+	Z S
Aspergillus fumigatus Fres.	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	ZPASM Fr.g x_8
Aspergillus nidulans Eid.	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	+	S
Aspergillus flavus Link.	—	+	—	—	+	—	—	+	—	—	—	—	—	—	Z P A S x_9
Aspergillus ustus Thom	—	—	—	—	—	—	—	+	—	—	—	—	—	—	M
Aspergillus niger Tiegh.	—	+	—	—	+	+	+	+	±	—	—	—	—	—	ZHPUASM x_{10}
Aspergillus candidus Link.	—	—	—	—	—	+	+	+	∓	—	—	—	—	—	Z H P S x_{11}

x_8 = Hemmstoffe: Fumagillin, Fumigacin, Gliotoxin, Spinulosin

x_9 = Flavatin (Hemmstoff)

x_{10} = Notatin (Hemmstoff) und Tanninabbau

x_{11} = Candidulin und Citrinin

x_{23} = alkalische Ausscheidung

Standortsignaturen und allgem. Erklärungen zu Abb. 1—9.

Abszisse (unterhalb der Kurven): Monat der Probenentnahme
Ordinate (links von der Kurve): Anzahl von Keimen pro gr Boden (entspr. Angaben unter d. Abb.)
Rechts oben, neben dem Kurvenbild, ist jeweils der Standort durch eine gleichbleibende Signatur angegeben, Tiefe der Probenentnahme, wenn nicht anders angegeben, 0—4 cm. Die Zahl hinter einem schrägen Strich neben dieser Signatur, gibt das Untersuchungsjahr an, z. B.: /57 = 1957.

N1 = Hackelsberg, Rendsina
N2 = Hackelsberg, Ranker
N4 = Zitzmannsdorfer Wiesen, Tschernosem o = Tiefe 0—4 cm, u = Tiefe 35—40 cm
Pn IV = Parndorf, Paratschernosem o = 0—4 cm, u = 35—40 cm
Wd = Wilfersdorf, Tschernosem
DW II = Podsol, Dürrwien A_1, Bs . . . = Horizontbezeichnungen
DW IV = Dürrwien, Pseudogley o = 0—4 cm, u = 35—40 cm
DW V = Dürrwien, Gley o = 0—4 cm, u = 35—40 cm
Sr III = Schrems, Podsol A_1, Bs . . . = Horizontbezeichnungen
Sr IV = Schrems, Pseudogley o = 0—4 cm, u = 35—40 cm
PrAu = Auboden aus den Auen der Donau bei Wien
Pd 6 = Perchtoldsdorf, Terra fusca o = 0—4 cm, u = 35—40 cm.

Literatur

ARISTOVSKAYA, T., 1957: Some charakteristics of the microflora of podsolig soils in the northwestern part of the USSR, Sborn. Rab. tsent. Muz. Pochoved. Dokucheva 2, 228.

ASÖ, K. u. YAGAMATA, U., 1926: Über die Verbreitung von Azotobacter in japanischen Böden. Int. Kongr. f. Bodenk. Rom, 1926, Com. IV., 192

BENADE, W., 1954: Mikrobiologie der Moore. Länderverlag, Linz.

BERGEY, 1957: Bergeys Manual of determinativ Bacteriology. 7th ed. Verl. Williams, Baltimore.

BOKOR, R., 1933: Die Mikrobiologie der Szikböden. Verl. Springer, Berlin.

CHESTER, C. G., 1940: A Method of isolating soil fungi. Trans. Brit. Mycol. Soc. 24, 352

CHOLODNY, M., 1930: Über eine neue Methode zur Untersuchung der Bodenmikroflora. Arch. f. Mikr. 1., 621.

CONN, H. J., 1918: The microscopic study of bacteria and fungi in soil. N. Y. Agr. Exp. Sta. Techn. Bull. V, 64, 1.

CRAWFORD, H., 1956: Microbiological aspects of podsolisation. Int. Congr. d. sc. d. sol, Paris III, 197.

DUCKER, S. C. u. Mc. LENNAN, 1957: The relativ abundance of Mortierella Coemans spsp. in acid heath soils. Austr. J. Bot. 25, 36.

DREWES, K., 1928: Mikrobiologische Untersuchungen eines stark sauren Moorbodens. Zbl. f. Bkt. II. 76, 114.

DÜGGELI, M., 1930: Die Bakterienflora eines Fichtenwaldbodens im Laufe eines Jahres. Ztschr. f. Forstw. 81, 357.

FEHER, D., 1933: Die Mikrobiologie der Waldböden. Verl. Springer, Berlin.

GILMAN, J. C., 1957: A Manual of soil fungi. Verl. Iowa Coll. Press. 2nd ed.

GROMYKO, J. P., 1955: Die Ökologie . . . von Bac. megatherium. Mikrobiol. 24, 565.

HOPF, M.m, 1950: Untersuchungen über die natürliche Mikroflora des Bodens. Arch. Mikr. 17, 661.

IMSCHENTZKY, 1959: Mikrobiologie der Zellulose. Agr. Verlag.

ISOTALO, A., 1951: Studies on the ecologiy and physiology of cellulose decomposing bacteria in raised bogs. Acta. Agr. Fenn. 74, 90.

ITERSON, G., 1904: Die Zersetzung von Zellulose durch aerobe Mikroorganismen. Zbl. Bkt. II. 11, 889.

ITERSON, G., 1904: Anhäufungsversuche mit denitrifizierenden Bakterien. Zbl. Bkt. II. 12, 108.

JENSEN, H., 1928: Actinomycetes in danish soils. Soil sc. 30, 59.

JENSEN, H., 1954: The Acotobacteriaceae. Bact. Rev. 18, 195.

KATZNELSON, R. u. JERSCHOW, W., 1957: Mikrobiologische Charakteristik der Böden der karelischen UdSSR. Mikrobiol. 26, 468.
KHAMBATA, S. R. u. BHAT, J. V., 1953: Studies on a new oxalat decomposing Bacterium, Pseudomonas oxalaticus. J. Bact. 66, 505.
KOSTIUK, F., 1930: Azotobacterreaktionen in den mährischen klimatogenetischen Bodentypen. Mitt. d. Tschech. Akad. d. Landw. Wiss. 4, 5.
KOX, E., 1954: Der durch Pilze und aerobe Bakterien veranlaßte Pektin- und Zelluloseabbau im Hochmoor. Arch. Mikr. 20, 111.
KRASSILNIKOW, N. A., KORENJAKO, I. u. MIRTSCHENKO, T., 1955: Über die Toxikose der Podsolböden. Nachr. d. Akad. d. Wiss. d. UdSSR. 1955, 33.
KREHL, R. u. NIEFFER, J., 1951: Verbreitung und Physiologie mikroskopischer Bodenpilze. Arch. Mikr. 15, 389.
KUBIENA, W., 1935: Micropedological studies of the influence of different organic compounds upon the microflora of the soil. Zbl. Bkt. II. 91, 268.
LENNAN, Mc. u. DUCKER, 1954: Microfungal population of acid sandy Podsols. Nature, 174, 1066.
LINNEMANN, G., 1941: Die Mucorineengattung Mortierella. Pflanzenforschung. Heft 23.
LINNEMANN, G., 1953: Einige neue erdbewohnende Mortierella-Arten. Zbl. Bkt. II. 107, 225.
LOUB, W., 1956: Orientierende Untersuchungen über die Mikroflora verschiedener Bodentypen in Österreich. Int. Congr. d. Sc. du sol. Paris 1956, Com. III., 87.
MICHOUSTIN, E. N., 1957: La Numerations des Bacteries du sol pour la determination du type et de l'etat du sol. Symposium s. Meth. d. micr. d. sol. Louvain. 1957, II, 6.
MIRCHINK, T. G., 1957: Fungi causing toxicity in sod-podsolic soil cultivated to various extents. Mikrobiol. 26, 78.
MÜLLER, H., 1950: Oxalsäure als C-Quelle für Mikroorganismen. Arch. f. Mikr. 15, 148.
NIETHAMMER, A., 1937: Die mikroskopischen Bodenpilze. Verl. Junk.
NIKLAS, H., PORSCHENRIEDER, H. u. HOCK, A., 1926: Über die Verbreitung von Azotobacter in den Böden Bayerns. Zbl. Bkt. II, 66.
ORDIN, A. P., 1957: The influence of vegetation on the composition of the soil microflora. Izv. Akad. 4, 495.
POCHON, J., 1954: Manuel technique d'analyse microbiologique du sol. Verl. Masson — Paris.
RAPER, B. u. THOME, Ch., 1949: Manual of the Penicillia. Baltimore. 1957.
REUTHER, G., 1957: Wechselbeziehungen zwischen Bakterien und Pilzen des Hochmoores. Arch. Mikr. 26, 131.
RHIEM, H., ULRICH, B. u. ULRICH, M., 1954: Schnelle Bestimmung der Kationensorptionskapazität. Landw. Forsch. 6, 95.
SZAMZJEWITSCH, S. A., 1955: Über die jahreszeitliche und periodische Entwicklung der Bodenmikroorganismen. Mikrobiol. 24, 615.
STARC, A., 1942: Mikrobiologische Untersuchungen einiger podsoliger Böden Kroatiens. Arch. Mikr. 12, 329.
STEPHANOWA, L. N., 1958: Toxic bacteriain sod-podsolic soils. Izv. Akad. Nauk. Ser. Biol 3, 361.
STÖCKELI, A., 1944: Die Verbreitung von Azotobacterorganismen in der Schweiz. Landw. Jahrb. d. Schw. 1944, 67.
SZILVINYI, A., JANKE, A., SEKERA, F. u. WOZAK, N., 1934: Mikrobiologische Bodenuntersuchungen im Lunzer Seegebiet. Arch. Mikr. 5. 233 u. 338.
SZILVINYI, A., 1941: Mikrobiologische Untersuchungen im Lunzer Gebiet. Zbl. Bkt. II, 103, 133.
THUN, R. u. HERRMANN, R., 1955: Die Untersuchung von Böden. Methodenbuch. I. 3. Aufl., Verlag Neumann, Berlin.
VERONA, O., 1934: Studio microbiologica die un terreno torboso. Arch. Mikr. 5, 328.
VOGEL, H., 1951: Die Antibiotika. Verl. Carl.
WAKSMAN, S. A., 1930: Der gegenwärtige Stand der Bodenmikrobiologie und ihre Anwendung auf Bodenfruchtbarkeit und Pflanzenwachstum. Verl. Urban & Schwarzenberg.
WELVAERT, W. u. VELDEMAN, R., 1955: Schimmelflora von klei en bosgrond. Medd. d. Landb. Hogeschool, Gent. 20, 193.
WOLLENWEBER, H. W., 1935: Die Fusarien. Verl. Friedländer, Berlin.
WRIGHT, J. M., 1956: Produktion of Gliotoxin in soils. Nature. 177, S. 896.
ZYCHA, H., 1935: Die Mucorineen. Bd. VI.a, der Kryptogamenflora der Mark Brandenburg. Leipzig.

(Manuskript eingelangt am 15. Dezember 1959)

Anschrift des Verfassers:
Dipl.-Ing. Dr. Walter Loub, Institut für Bodenforschung der Hochschule für Bodenkultur, Wien.